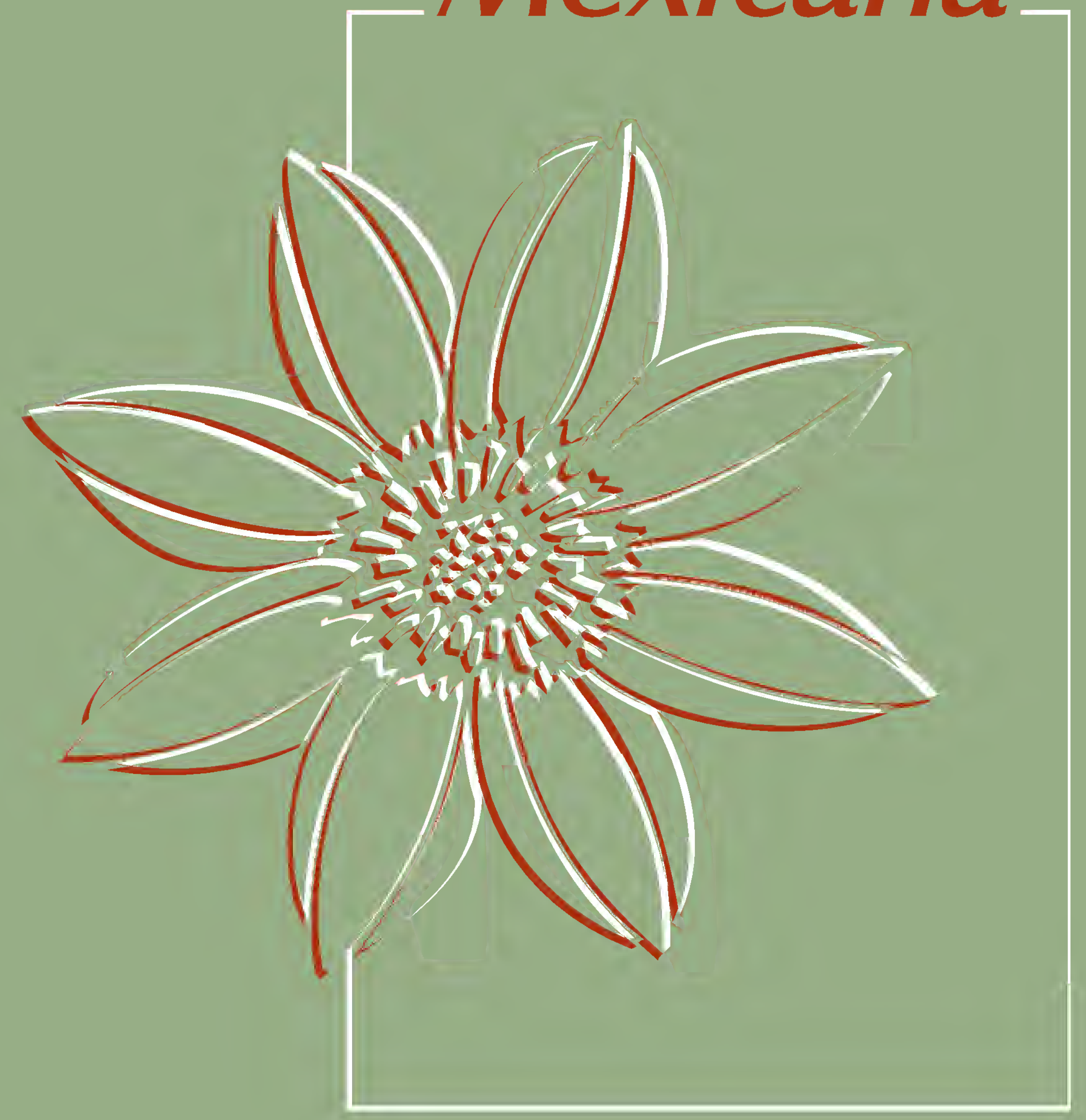
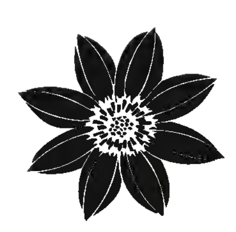
ISSN 0187-7151

# Acta Botanica Mexicana



INSTITUTO DE ECOLOGIA, A.C.

Número 89
OCTUBRE 2009
Pátzcuaro, Mich.



# Acta Botanica Mexicana

*Acta Botanica Mexicana* (ISSN 0187-7151) es una publicación de Instituto de Ecología, A.C. que aparece cuatro veces al año. Da a conocer trabajos originales e inéditos sobre temas botánicos y en particular los relacionados con plantas mexicanas. Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de Acta Botanica Mexicana. Pueden reproducirse sin autorización pequeños fragmentos de texto siempre y cuando se den los créditos correspondientes. La reproducción o traducción de artículos completos requiere el permiso de la institución que edita la revista. Las normas editoriales e instrucciones para los autores pueden consultarse en la página www.inecol.edu.mx/abm

*Acta Botanica Mexicana* está actualmente incluida en los siguientes índices de literatura científica: Biological Abstracts, BIOSIS Previews, Dialnet, Índice de Revistas Mexicanas de Investigación Científica y Tecnológica del CONACyT, Journal Citation Reports/Science Edition, Latindex – Catálogo, RedALyC, Science Citation Index Expanded.

## COMITÉ EDITORIAL



## CONSEJO EDITORIAL INTERNACIONAL

*Acta Botanica Mexicana* 89: 1-23 (2009)

# ANATOMÍA COMPARADA DE LA LÁMINA FOLIAR DEL GÉNERO *DISTICHLIS* (POACEAE)

María Martina López Soto, Stephen D. Koch,
María Flores-Cruz y E. Mark Engleman

Colegio de Postgraduados, Instituto de Recursos Naturales, Programa de Botánica,
56230 Montecillo, Estado de México, México. sdkoch@colpos.mx

## RESUMEN

Se hizo un estudio anatómico-sistemático de seis especies y 11 variedades del género *Distichlis* Raf. Los taxa incluidos fueron: *D. australis* (Speg.) Villamil; *D. humilis* Phil.; *D. palmeri* (Vasey) Fassett ex I. M. Johnst.; *D. scoparia* (Nees ex Kunth) Arechav. var. *erinacea* (Beetle) Nicora, y var. *scoparia*; y *D. spicata* (L.) Greene, esta última representada por las siguientes ocho variedades: var. *borealis* (J. Presl) Beetle, var. *divaricata* Beetle, var. *mendocina* (Phil.) Hack., var. *mexicana* Beetle, var. *nana* Beetle, var. *spicata*, var. *stolonifera* Beetle y var. *stricta* (Torr.) Scribn. Se incluyeron dos taxa cuya información anatómica fue extraída de la literatura: *Distichlis laxiflora* Hack. y *Distichlis spicata* var. *distichophylla* (Michx.) Beetle. Se encontraron 14 caracteres anatómicos considerados de valor taxonómico, siete en corte transversal y siete en vista superficial de la epidermis abaxial. *Distichlis australis* y *D. palmeri* difieren claramente del resto de las especies. *Distichlis humilis*, *D. scoparia* y *D. spicata* forman un grupo anatómicamente homogéneo pero con características que las hacen distintivas a cada una. Para *Distichlis spicata*, no se encontró ningún carácter o combinación de caracteres anatómicos con los cuales pueda separarse en distintos grupos. Por esta razón, las especies, subespecies y/o variedades propuestas por algunos autores para esta entidad se consideran sinónimos de *D. spicata*.

Palabras clave: anatomía, *Distichlis*, lámina foliar, Poaceae, taxonomía.

## ABSTRACT

Six species and 11 varieties of the genus *Distichlis* Raf. were compared anatomically. The taxa studied were: *Distichlis australis* (Speg.) Villamil; *D. humilis* Phil.; *D. palmeri*

(Vasey) Fassett ex I.M. Johnst.; *D. scoparia* (Nees ex Kunth) Arechav. var. *erinacea* (Beetle) Nicora and var. *scoparia*; and *D. spicata* (L.) Greene, represented by the following eight varieties: var. *borealis* (J. Presl) Beetle, var. *divaricata* Beetle, var. *mendocina* (J. Presl) Hack., var. *mexicana* Beetle, var. *nana* Beetle, var. *spicata,* var. *stolonifera* Beetle and var. *stricta* (Torr.) Scribn. Also included were two taxa for which the anatomical information was taken from the literature: *Distichlis laxiflora* Hack. and *Distichlis spicata* var. *distichophylla* (Michx.) Beetle. Fourteen anatomical characters of taxonomic value were found, seven in cross section and seven in the epidermis as seen in surface view. *Distichlis australis* and *D. palmeri* were found to differ from all of the other species. *Distichlis humilis*, *D. scoparia* and *D. spicata* form an anatomically homogeneous group, but with characteristics that distinguish each of them. Within *Distichlis spicata*, no anatomical character or combination of characters was found that would justify the recognition of infraspecific taxa and/or segregate species. For this reason, these taxa are considered to be synonyms of *D. spicata*.

Key words: anatomy, *Distichlis*, leaf blade, Poaceae, taxonomy.

## INTRODUCCIÓN

El género *Distichlis* fue propuesto por Rafinesque en 1819 para un pequeño grupo de plantas herbáceas, dioicas, perennes y rizomatosas, con espiguillas multifloras y hojas conspicuamente dísticas que habitan suelos húmedos y salinos. Pertenece a la familia Poaceae, subfamilia Chloridoideae, tribu Cynodonteae y subtribu Monanthochloineae (Peterson et al., 2001). Se distribuye en las costas y el interior del continente americano y una de sus especies se registra de Australia (Beetle, 1943; Nicora y Rúgolo de Agrasar, 1987; Beetle et al., 1991; Watson y Dallwitz, 1992; Zuloaga et al., 1994). De acuerdo con Beetle (1943), Burkart et al. (1969), Nicora (1978), McVaugh (1983), Peterson et al. (2001) y Rzedowski (2001), el género incluye entre tres y siete especies y hasta doce subespecies y variedades, lo que indica que existen diferencias sustanciales entre varios autores respecto a la clasificación a nivel infragenérico.

Debido a que todas las especies son muy semejantes en su morfología, pero a un nivel más fino existe polimorfismo, se originaron dos tendencias en la clasificación de *Distichlis*: una, en la que se reconocen pocas especies, cada una con mucha variación, y otra, en la que se consideran muchas entidades específicas y subespecíficas difíciles de distinguir. Hasta el presente, las características empleadas para definir los taxa en el género han sido casi exclusivamente morfológicas. Con el fin

de intentar resolver las dificultades anteriormente mencionadas, se propuso revisar el grupo utilizando una nueva fuente de información como lo es la anatomía vegetal comparada. Así, se estudiaron los rasgos de la epidermis abaxial y la estructura interna de la lámina foliar de las especies y variedades propuestas.

Existen algunos estudios anatómicos realizados para el género *Distichlis*, pero aunque contribuyen al conocimiento del grupo, incluyen pocas especies y su orientación no es con el fin de resolver los problemas taxonómicos dentro del mismo. Holm (1891 y 1901-1902) describe la estructura anatómica de una serie de individuos masculinos y femeninos de varias especies de *Distichlis* en diferentes localidades de los Estados Unidos de América. Metcalfe (1960) describe la anatomía de la lámina foliar de *Distichlis spicata* var. *distichophylla* como un ejemplo del género en el contexto de un estudio comparativo de toda la familia Poaceae.

Villamil (1969) estudia las dos especies sudamericanas de *Monanthochloë* Engelm., un género muy relacionado con *Distichlis* (Watson y Dallwitz, 1992), y transfiere a *Monanthochloë australis* a *Distichlis*.

Nicora (1978) estudia la anatomía de *D. laxiflora* y *D. scoparia* y concluye, con base en su estudio, que la primera debe ser reconocida como una especie diferente de la segunda.

Watson y Dallwitz (1992) presentan una diagnosis anatómica del género *Distichlis*, pero esta es muy general y no contribuye a la resolución de los problemas taxonómicos dentro del género.

## MATERIALES Y MÉTODOS

Para los propósitos de este trabajo se examinaron seis especies y 11 variedades del género *Distichlis* (Cuadro 1).

El material utilizado proviene de ejemplares de los siguientes herbarios (abreviaturas según Holmgren et al., 1990): CAS, CHAPA, DS, MEXU, UC, UNC y US.

Se estudiaron 200 ejemplares (ver Apéndice). De *Distichlis laxiflora*, *D. spicata* var. *distichophylla* y var. *andina* Beetle, no se encontraron especímenes en los herbarios a los que se solicitaron los préstamos; sin embargo para las dos primeras se tomaron datos anatómicos de la literatura.

Los cortes transversales y las epidermis abaxiales se obtuvieron manualmente utilizando una modificación del método de Metcalfe (1960). Después de establecer que no se notaban diferencias entre las hojas de diferentes nudos a lo largo del tallo,

Cuadro 1. Especies y variedades examinadas del género *Distichlis*.

| Norteamérica | Sudamérica | Australia |
|---|---|---|
| *D. palmeri* (Vasey) Fassett ex I.M. Johnst. | *D. australis* (Speg.) Villamil | *D. spicata* var. *distichophylla* (Michx.) Beetle |
| *D. spicata* (L.) Greene | *D. humilis* Phil. | |
| var. *borealis* (J. Presl) Beetle | *D. laxiflora* Hack. | |
| var. *divaricata* Beetle | *D. scoparia* (Nees ex Kunth) Arechav. | |
| var. *mexicana* Beetle | var. *erinacea* (Beetle) Nicora | |
| var. *nana* Beetle | var. *scoparia* | |
| var. *spicata* | *D. spicata* | |
| var. *stolonifera* Beetle | var. *mendocina* (Phil.) Hack. | |
| var. *stricta* (Torr.) Scribn. | var. *stricta* (Torr.) Scribn. | |

se tomaron al azar láminas foliares sanas y maduras. El tercio central de cada una de ellas se hidrató hirviéndolo en agua durante aproximadamente seis minutos. Posteriormente se colocó el fragmento de hoja sobre un vidrio bajo un microscopio estereoscópico y con una navaja de afeitar se realizaron los cortes transversales. Para observar la epidermis abaxial aislada, se rasparon y eliminaron la epidermis adaxial, el mesófilo y el tejido vascular. Tanto los cortes transversales como las epidermis abaxiales aisladas se introdujeron en hipoclorito de sodio comercial a 5% y se dejaron de cinco a diez minutos para aclararlos. Posteriormente, se lavaron y montaron sin tinción en gelatina glicerinada (Curtis, 1986).

En *Distichlis palmeri* adicionalmente se hicieron cortes longitudinales de las hojas, debido a que las papilas cubren por completo los micropelos, dificultando su observación en vista superficial. Para obtener las muestras de *D. palmeri*, se colocó un fragmento de la porción media de una lámina foliar (previamente hidratado) en ácido fluorhídrico a 8% durante 24 horas para remover el sílice, procesando el material de acuerdo con la metodología propuesta por Johansen (1940), modificada por E. M. Engleman (datos no publicados). Ésta consiste en la deshidratación gradual de la muestra en una serie de alcoholes y la infiltración con xileno, en un cambiador automático de tejidos. Se le incluyó en parafina y se hicieron cortes de 10 micrómetros de espesor en un micrótomo. Se tiñeron con safranina-verde fijo y se montaron en bálsamo de Canadá.

En un microscopio compuesto a 100, 400 y 1000x, se hicieron las observaciones de la estructura anatómica en las preparaciones de los taxa estudiados.

Se realizaron comparaciones de la estructura de los ejemplares femeninos con la de los masculinos, con la finalidad de determinar la correlación de los sexos con la anatomía. El sexo de cada planta estudiada está anotado en el Apéndice y también en las leyendas de las figuras.

Las mediciones realizadas son relativas; se expresan como proporciones entre dos células o partes de una misma célula, como la longitud de la base del aguijón marginal con respecto a la longitud de un estoma de la misma lámina foliar y la longitud del ápice con respecto a la base del mismo aguijón marginal.

La terminología utilizada en el texto, los cuadros y leyendas de las figuras fue tomada de Ellis (1976, 1979). Los dibujos se realizaron con ayuda de una cámara lúcida.

Para la especie *Distichlis spicata*, además de estudiar materiales procedentes de diversas localidades del continente americano, se hicieron observaciones anatómicas de varias láminas foliares de tallos de un mismo rizoma. Los rizomas se recolectaron en el ex-lago de Texcoco, en diferentes condiciones ambientales. Lo anterior se hizo con la finalidad de determinar la variación de caracteres dentro de un mismo individuo.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Las observaciones anatómicas realizadas en ejemplares masculinos y femeninos no muestran diferencias significativas entre los dos sexos de las plantas a este respecto examinadas.

Se identificaron 14 caracteres anatómicos con valor taxonómico para diferenciar las especies estudiadas (Cuadros 2 y 3).

*Distichlis australis* se separa anatómicamente de los miembros restantes del género, por poseer únicamente haces vasculares considerados como secundarios debido a que no presentan vasos metaxilemáticos notables (Fig. 1A, B; Cuadro 2). Esta observación concuerda con la registrada por Villamil (1969) y Nicora (1978) para el género *Monanthochloë*. En *Distichlis australis*, las células buliformes se encuentran en la base de cada surco adaxial y además forman parte de casi toda la epidermis, excepción hecha de las costillas marginales (Fig. 1B; Cuadro 2). Frecuentemente las células largas intercostales abaxiales poseen papilas de gran longitud que se llegan a traslapar unas con otras y en ocasiones cubren parcialmente a los micropelos (Fig. 1D). Los caracteres anatómicos observados en este estudio apoyan la inclusión de este taxon en el género *Monanthochloë*. Lo anterior concuerda con la opinión de Watson y Dallwitz (1992).

Cuadro 2. Caracteres diferenciales en corte transversal de la lámina foliar de las especies del género *Distichlis*.

| | *Distichlis australis* | *Distichlis palmeri* | *Distchlis humilis* | *Distchlis scoparia* | *Distchlis spicata* |
|---|---|---|---|---|---|
| Número de costillas | 7-9 | 12-25 | 11-18 | 7-11 | 12-28 |
| Número de haces vasculares | | | | | |
| Primarios | 0 | 5-10 | 3-4 | 3-5 | 4-9 |
| Secundarios | 7-9 | 9-13 | 8-14 | 2-6 | 7-15 |
| Extensión de la vaina externa de los haces vasculares primarios y secundarios | ausente | presente en todos los haces primarios y secundarios | ausente | ausente u ocasionalmente presente en unos haces | ausente u ocasionalmente presente en unos haces |
| Cuello de la célula basal del micropelo | presente | ausente | presente | presente | presente |
| Distribución de células buliformes | en toda la epidermis adaxial | surcos adaxiales | surcos adaxiales | surcos adaxiales | surcos adaxiales |
| Distribución del esclerénquima marginal | paquete aislado | fusionado al esclerénquima adaxial y abaxial adyacente | paquete aislado | paquete aislado | paquete aislado |

Las plantas pertenecientes a *Distichlis palmeri* tienen características diferenciales que hacen a esta especie única dentro del género. En el mencionado taxon se observó que la extensión de la vaina externa (Fig. 2A, B; Cuadro 2) siempre está presente en los haces vasculares primarios y secundarios, en contraste con las especies restantes en las cuales esta estructura está ausente u ocasionalmente presente. El esclerénquima está bien desarrollado en el margen y se encuentra fusionado al esclerénquima adaxial y abaxial de la costilla marginal (Fig. 2B). En ocasiones, éste se fusiona además al esclerénquima abaxial de la costilla adyacente a la marginal. Otras características se observan en vista superficial de la epidermis abaxial. Una de ellas es la aparente ausencia de células de corcho (Fig. 2C; Cuadro 3); otra consiste en los cuerpos de sílice (Fig. 2C; Cuadro 3), que por lo común son angulares y muestran una variedad de formas. Lo anterior contrasta con

las figuras generalmente de contorno redondeado que se encuentran en las demás especies estudiadas (Cuadro 3). Las papilas de las células intercostales asociadas a los micropelos suelen ser mucho más largas que las de las células intercostales restantes y frecuentemente forman grupos muy conspicuos que cubren totalmente a estas estructuras (Fig. 2C). El micropelo (Fig. 2A y D; Cuadro 2) constituye otro carácter de valor taxonómico, debido a que la célula basal carece de un cuello sobresaliente de la epidermis, como en los otros representantes de *Distichlis*. Los aguijones marginales (Cuadro 3) faltan en *D. palmeri*, mientras que siempre se observan en las especies restantes.

*Distichlis humilis* (Fig. 3), *D. scoparia* (Fig. 4) y *D. spicata* (Figs. 5, 6, 7 y 8) poseen caracteres anatómicos similares (Cuadros 2 y 3), pero muestran rasgos distintivos en el número de costillas y de haces vasculares secundarios (Cuadro 2), así como en la morfología de los aguijones marginales (Cuadro 3). *Distichlis scoparia* presenta el menor número de costillas (7 a 11) y de haces vasculares secundarios (2 a 6), en contraste con *D. humilis*, en la cual se observaron 11 a 18 y 8 a 14 respectivamente; en *D. spicata* se cuantificaron 12 a 28 y 7 a 15. La longitud del ápice de los aguijones marginales, comparada con la de su base y con el tamaño del estoma (Cuadro 3), también sirven para distinguir a estas tres especies. En *D. humilis*, el ápice de los aguijones marginales es generalmente más de cuatro veces más largo que la base siendo ésta más corta que un estoma (Fig. 3D; Cuadro 3), mientras que en *D. scoparia* (Fig. 4C) las bases de los aguijones siempre son del mismo largo o un poco mayores que un estoma y en *D. spicata* (Figs. 5C, 6C, 7C y 8C; Cuadro 3) se presentan con una base generalmente más de dos veces más larga que un estoma (Fig. 7C). La longitud del ápice de los aguijones en *D. scoparia* y *D. spicata* es generalmente menos de tres veces mayor que la de la base (Cuadro 3).

En sus rasgos anatómicos los ejemplares correspondientes a *D. scoparia* var. *scoparia* y *D. scoparia* var. *erinacea* son similares y no se observó ningún carácter de valor sistemático con el cual se pudiera hacer una distinción entre ellas.

*Distichlis laxiflora* fue incluida por Beetle (1955) como una variedad de *Distichlis scoparia*. Sin embargo, Nicora (1978) considera que esta planta debe ser reconocida como una especie distinta, ya que tiene suficientes características anatómicas que la separan de *D. scoparia*. Según esta autora, en *D. laxiflora* las hojas son convolutas, la costilla formada por el haz medio es regularmente plana o redondeada en la cara adaxial y mayor que las que forman los haces restantes, y todos los haces están unidos por esclerénquima a ambas epidermis. En contraste, *D. scoparia*, tiene hojas conduplicadas, el haz medio es menor que los restantes haces vasculares primarios, la costilla que lo contiene es de forma triangular y los

Cuadro 3. Caracteres diferenciales en vista superficial de la epidermis abaxial de la lámina foliar de las especies del género *Distichlis*.

| | *Distichlis australis* | *Distichlis palmeri* | *Distichlis humilis* | *Distichlis scoparia* | *Distichlis spicata* |
|---|---|---|---|---|---|
| Longitud de las papilas intercostales asociadas a micropelos en comparación con la de las papilas de otras células intercostales | igual | mucho mayor | igual | mayor | igual |
| Cobertura de micropelos por papilas | nula o parcial | completa | nula o parcial | nula o parcial | nula o parcial |
| Células de corcho | presentes | ausentes | presentes | presentes | presentes |
| Forma de los cuerpos de sílice | redondeados | angulares | redondeados | redondeados | redondeados |
| Aguijones marginales | presentes | ausentes | presentes | presentes | presentes |
| Longitud de la base de los aguijones marginales comparada con la longitud de las células de guarda | 1.5-2 veces más largos | ausentes | ≤ a células de guarda | = a células de guarda | ≥ 2 veces más largos |
| Longitud del ápice de los aguijones marginales con respecto a su base | 1-3 veces más largo | ausentes | ≥ 4 veces más largo | < 3 veces más largo | < 3 veces más largo |

haces vasculares menores son libres o están unidos por esclerénquima únicamente a la epidermis abaxial.

En *D. scoparia* la forma de la cara adaxial de la costilla de la vena media es redondeada a ligeramente triangular y los haces vasculares de la vena media son de tamaño similar al de los haces vasculares primarios restantes (Figs. 4A y 4B). Lo anterior no concuerda con las observaciones realizadas por Nicora (1978) para esta especie. El esclerénquima adaxial en *D. scoparia* se observa libre en los haces vasculares secundarios y terciarios y ocasionalmente unido a los haces vasculares primarios como menciona Nicora (1978).

*Distichis laxiflora*, como se describió anteriormente, fue reconocida por Beetle (1955) como una variedad de *D. scoparia*, y como una entidad distinta por Nicora (1978). No obstante, se reconoce que las características que describe la última autora para distinguir a tal especie de *D. scoparia* corresponden, según el presente estudio, a la amplia variación anatómica registrada para *D. spicata*, y no a los rasgos de *D. scoparia*. Por lo anterior, se debe considerar la posibilidad de que estas plantas sean miembros de *D. spicata* (Figs. 5A, 6A, 7A y 8A).

Con respecto a *Distichlis spicata* var. *distichophylla*, los datos anatómicos presentados por Metcalfe (1960) sugieren que esta planta no es sino una variante de *D. spicata*. El mencionado autor toma a este taxon como representante del género, proporcionando las siguientes características: células cortas sobre y entre las venas; cuerpos de sílice sobre las venas de formas cuboides, redondos o algunas veces casi en forma de silla de montar; micropelos presentes y aparentemente esféricos y "unicelulares" (sic); estomas con células subsidiarias triangulares o en forma de domo; haces vasculares generalmente pequeños con contorno interno moderadamente angular; mesófilo con clorénquima radiado y vainas de los haces vasculares dobles y "simples" (sic). Con base en lo anterior, se infiere que la estructura anatómica de *D. spicata* var. *distichophylla* es similar a la del material observado de *D. spicata* en el continente americano.

Se encontraron diversas características microscópicas con valor para separar las especies del género *Distichlis*. Sin embargo, las variedades de *D. spicata* propuestas o aceptadas por Beetle (1943, 1945, 1955) y Beetle et al. (1991) no se reconocen debido a la ausencia de diferencias anatómicas consistentes (Figs. 5, 6, 7 y 8). Para sustentar esta idea, se observó en diferentes plantas de *D. spicata* una variabilidad extrema en la estructura interna de diversas láminas foliares de varios tallos de un mismo rizoma. Por tal razón, se concluye que las características distintivas de las variedades reconocidas, sólo representan respuestas plásticas de un solo genotipo a diferentes condiciones ambientales.

En general los rasgos anatómicos en las variedades propuestas para la especie *Distichlis spicata* son similares pero muestran límites de variabilidad muy amplios sin encontrar discontinuidades, como también fue observado por Holm (1891, 1901-1902). Lo anterior no permite la posibilidad de dar un carácter o caracteres especiales con los cuales se puedan separar los grupos establecidos como especies segregadas, subespecies o variedades que han propuesto algunos autores (Beetle, 1943, 1945, 1955; Beetle et al., 1991; Fassett, 1925; Hitchcock, 1935, 1951; Peterson et al., 2001; Rydberg, 1909).

## CONCLUSIONES

La herramienta utilizada en este estudio dio buenos resultados para distinguir las especies del género *Distichlis*. Se encontraron 14 caracteres anatómicos considerados de valor taxonómico, siete en corte transversal y siete en vista superficial de la epidermis abaxial.

De acuerdo con los resultados obtenidos, *D. australis* y *D. palmeri* presentan caracteres anatómicos propios que los hacen únicos y diferentes del resto de las especies, por lo que es probable que estos taxa estén mal ubicados en el género *Distichlis*. *Distichlis australis* está más relacionado con el género *Monanthochloë* por poseer haces vasculares secundarios, y no primarios como en el resto de los taxa de *Distichlis*. Las afinidades de *D. palmeri* no son claras.

*Distichlis humilis*, *D. scoparia* y *D. spicata* comprenden un grupo anatómicamente homogéneo, pero tienen caracteres que permiten diferenciar a cada especie.

La información encontrada no apoya la subdivisión de *Distichlis spicata* en grupos taxonómicos, como algunos estudiosos han pretendido al proponer la existencia de varias especies, subespecies y/o variedades. Esta investigación respalda el concepto de la gran mayoría de agrostólogos y autores de tratados florísticos, quienes consideran que tales variedades no están suficientemente definidas para merecer reconocimiento como taxa distintos.

## AGRADECIMIENTOS

Nuestro especial agradecimiento al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo económico brindado a la primera autora (beca 91503), así como a los curadores y personal de los herbarios, de los que se solicitaron los ejemplares empleados en este trabajo. El curador del herbario CANB, tuvo la amabilidad de enviarnos el material fotográfico correspondiente a *D. spicata* var. *distichophylla* (Michx.) Beetle. Finalmente, agradecemos de manera especial al editor por haber mejorado notablemente el texto.

## LITERATURA CITADA

Beetle, A. A. 1943. The North American variations of *Distichlis spicata*. Bull. Torrey Bot. Club 70: 638-650.

Beetle, A. A. 1945. *Distichlis spicata* in Australia. Rhodora 47: 148.

Beetle, A. A. 1955. The grass genus *Distichlis.* Rev. Argentina Agron. 22: 86-94.

Beetle, A. A., A. N. Córdova y R. A. Flores. 1991. Gramíneas de Sonora, México. Comisión Técnico Consultiva para la Determinación Regional de los Coeficientes de Agostadero, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. México, D.F. 174 pp.

Burkart, A., A. C. José, A. O. Katsuo, R. A. Palacios, Z. E. Rúgolo, E. S. García, M. Toursarkissian y N. S. Troncoso. 1969. Flora Ilustrada de Entre Ríos (Argentina). Vol. II. Gramíneas. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Buenos Aires, Argentina. 537 pp.

Curtis, J. 1986. Microtecnia vegetal. Editorial Trillas. México, D.F. 106 pp.

Ellis, R. P. 1976. A procedure for standardizing leaf anatomy in the Poaceae. I. The leaf-blade as viewed in transverse section. Bothalia 12: 65-109.

Ellis, R. P. 1979. A procedure for standardizing leaf anatomy in the Poaceae. II. The epidermis as seen in surface view. Bothalia 12: 641-671.

Fassett, N. C. 1925. Notes on *Distichlis*. Rhodora 27: 67-72.

Hitchcock, A. S. 1935. Manual of the grasses of the United States. United States Department of Agriculture Miscellaneous Publication 200. 1040 pp.

Hitchcock, A. S. 1951. Manual of the grasses of the United States. 2a. ed. revised by A. Chase. United States Department of Agriculture Miscellaneous Publication 200. 1051 pp.

Holm, T. 1891. A study of some anatomical characters of North American Gramineae. III. *Distichlis* and *Pleuropogon*. Bot. Gaz. 16: 277-281.

Holm, T. 1901-1902. Some new anatomical characters for certain Gramineae. Beih. Bot. Centralbl. 11: 101-133.

Holmgren, P. K., N. H. Holmgren y L. C. Barnett. 1990. Index herbariorum I: The herbaria of the world. 8th ed. New York Botanical Garden. Nueva York. 693 pp.

Johansen, D. A. 1940. Plant microtechnique. McGraw Hill. Nueva York. 523 pp.

McVaugh, R. 1983. Flora Novo-Galiciana. Vol. 14. Gramineae. The University of Michigan Press. Ann Arbor. 436 pp.

Metcalfe, C. R. 1960. Anatomy of monocotyledons. I. Gramineae. Oxford University Press. Oxford. 731 pp.

Nicora, E. G. 1978. Gramineae. In: Correa, M. N. Flora Patagónica 8(3): 1-563.

Nicora, E. G. y E. Z. Rúgolo de Agrasar. 1987. Los géneros de gramíneas de América Austral. Editorial Hemisferio Sur. Buenos Aires, Argentina. 611 pp.

Peterson, P. M., R. J. Soreng, G. Davidse, T. S. Filgueiras, F. O. Zuloaga y E. Judziewicz. 2001. Catalogue of New World grasses (Poaceae): II. Subfamily Chloridoideae. Contrib. U. S. Natl. Herb. 41: 1-255.

Rafinesque, C. S. 1819. Prodrome des nouveaux genres de plantes observés en 1817 et 1818 dans l' interieur des États-Unis d' Amérique. Jour. Phys. 89: 96-107.

Rydberg, P. A. 1909. *Distichlis dentata* sp. nov. Bull. Torrey Bot. Club 36: 536.

Rzedowski, J. 2001. *Distichlis.* In: Rzedowski, G. C. de, J. Rzedowski y colaboradores. Flora Fanerogámica del Valle de México. 2a ed. Instituto de Ecología, A.C. y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Pátzcuaro, Michoacán, México. 1406 pp.

Villamil, C. B. 1969. El género *Monanthochloë* (Gramineae). Estudios morfológicos y taxonómicos con especial referencia a la especie argentina. Kurtziana 5: 369-391.

Watson, L. y M. J. Dallwitz. 1992. The grass genera of the World. C.A.B. International. Oxford. 1038 pp.

Zuloaga, F. O., E. G. Nicora, Z. E. Rúgolo de Agrasar, O. Morrone, J. Pensiero y A. M. Cialdella. 1994. Catálogo de la familia Poaceae en la República Argentina. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 47: 1-178.

Recibido en enero de 2007.

Aceptado en mayo de 2009.

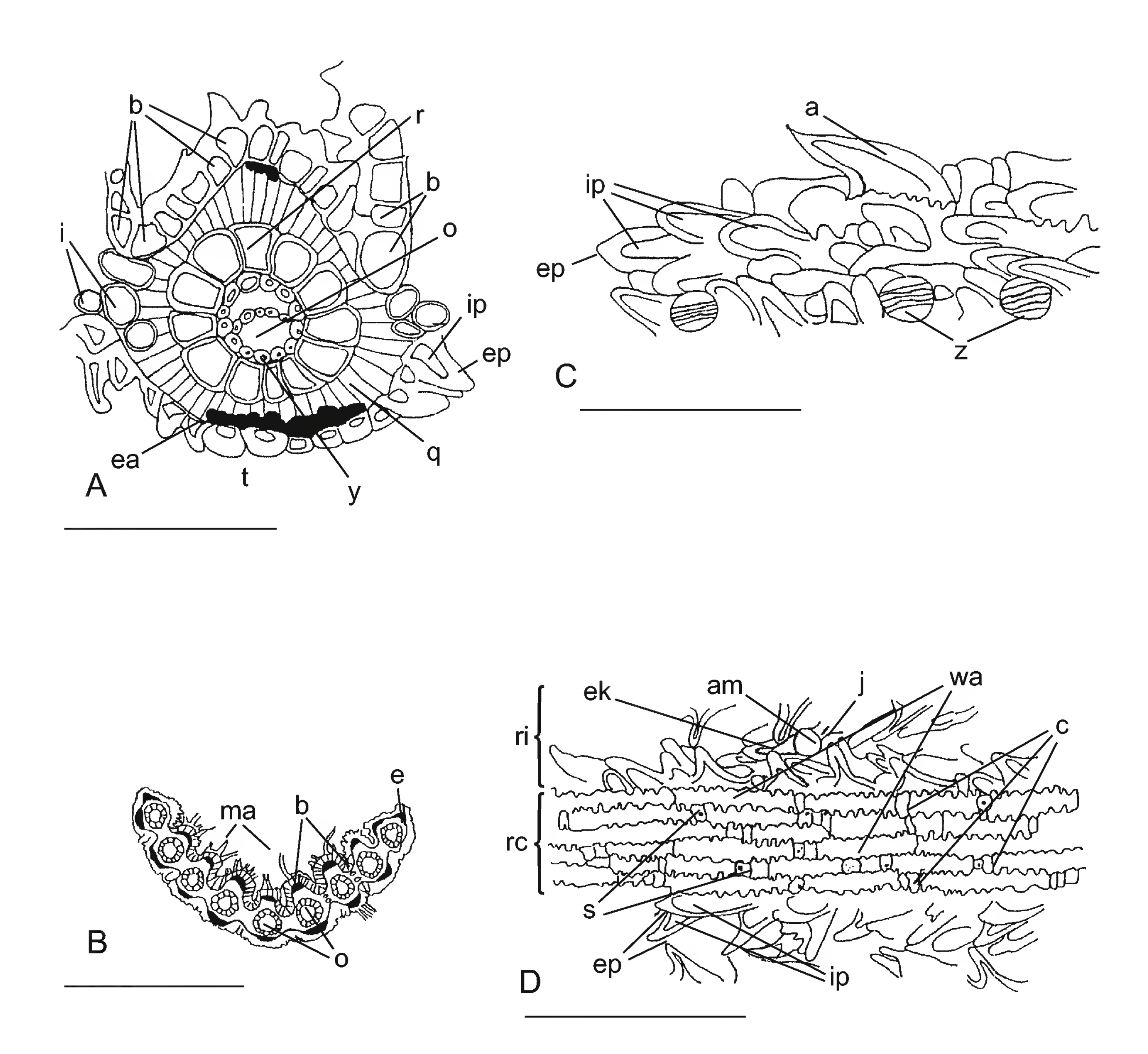



Fig. 1. Anatomía de la hoja de *Distichlis australis*. A. vena media; B. corte transversal; C. margen de la epidermis abaxial; D. epidermis abaxial. a = aguijón marginal, am = célula apical del micropelo, b = células buliformes, c = células de corcho, e = esclerénquima marginal, ea = esclerénquima abaxial de la costilla de la vena media, ek = exterior de la papila asociada a los micropelos, ep = exterior de las papilas, i = células incoloras, ip = interior de las papilas, j = cuello sobresaliente de la célula basal del micropelo, ma = macropelos adaxiales, o = haces vasculares secundarios, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, t = epidermis abaxial de la costilla central, wa = células largas costales, y = vaina interna, z = células subsidiarias del complejo estomático. *A. A. Beetle 495* UC, CAS-DS ♂. Escala: A, C y D = 0.1 mm, B = 0.4 mm.

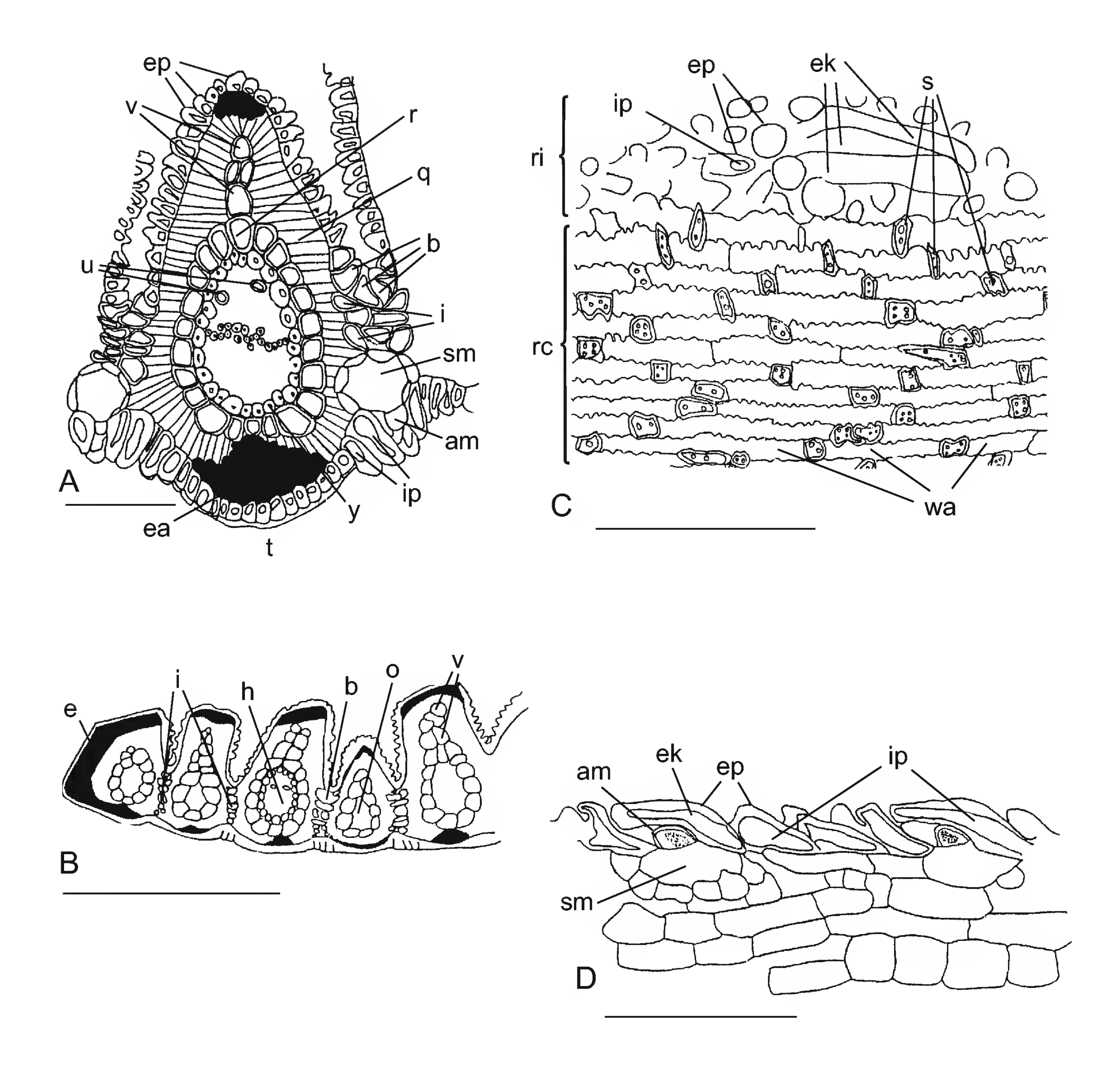



Fig. 2. Anatomía de la hoja de *Distichlis palmeri*. A. vena media; B. corte transversal; C. epidermis abaxial; D. corte longitudinal. am = célula apical del micropelo, b = células buliformes, e = esclerénquima marginal fusionado al esclerénquima adaxial y abaxial de la misma costilla marginal, ea = esclerénquima abaxial de la costilla de la vena media, ek = exterior del grupo de las papilas asociadas al micropelo cubriendo completamente esta estructura, ep = exterior de las papilas, h = haz vascular primario, i = células incoloras, ip = interior de las papilas, o = haz vascular secundario, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, sm = célula basal del micropelo, t = epidermis abaxial de la costilla central, u = vasos de metaxilema, v = extensión de la vaina externa, wa = células largas costales, y = vaina interna. *M. Equihua et al. s/n* MEXU ♂. Escala: A, C y D = 0.1mm, B = 0.4mm.

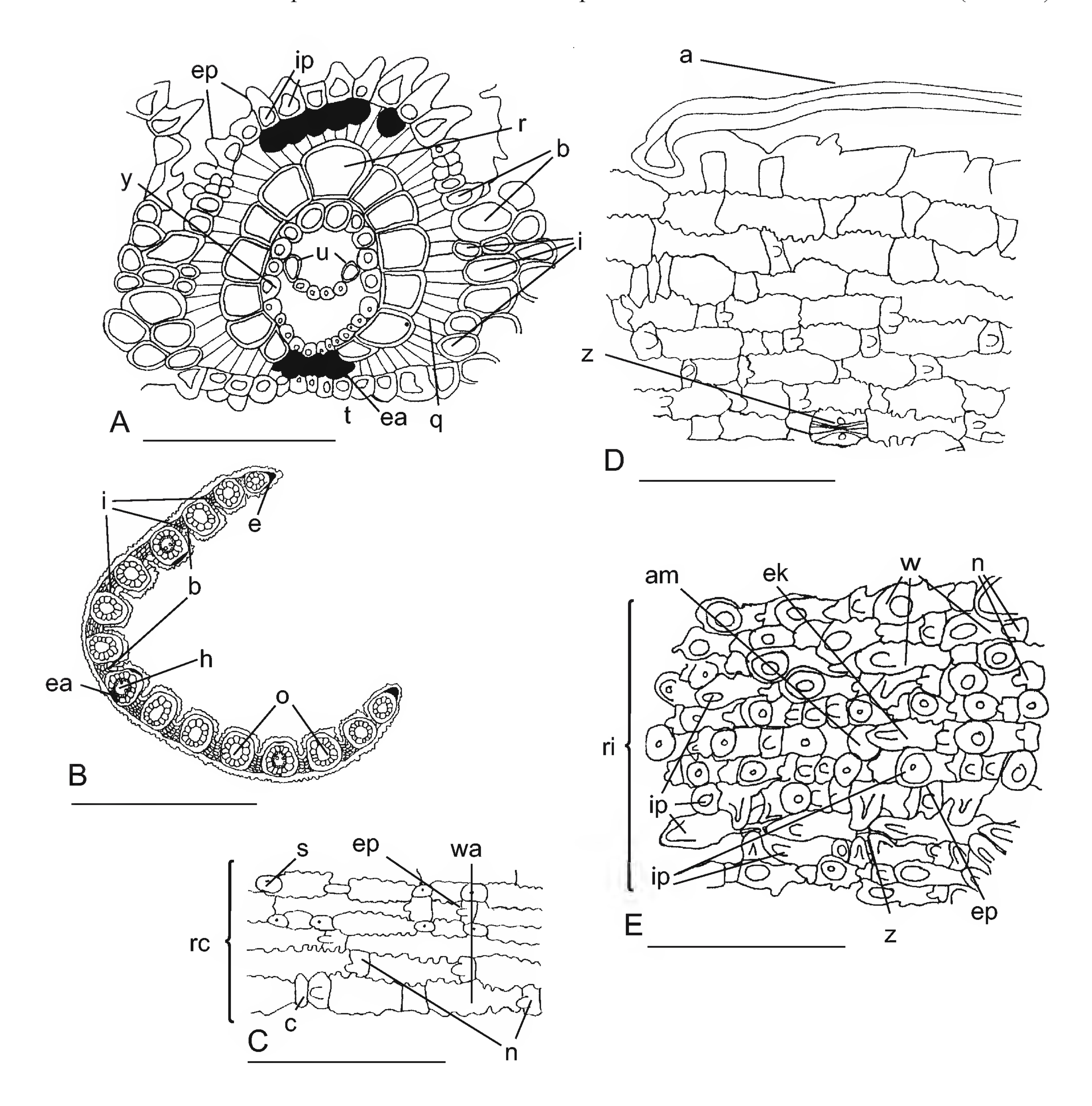



Fig. 3. Anatomía de la hoja de *Distichlis humilis*. A. vena media; B. corte transversal; C. región costal de la epidermis abaxial; D. margen de la epidermis abaxial; E. región intercostal de la epidermis abaxial. a = aguijón marginal, am = célula apical del micropelo, b = células buliformes, c = célula de corcho, e = esclerénquima marginal, ea = esclerénquima abaxial de la costilla de la vena media, ek = exterior de la papila asociada al micropelo, ep = exterior de las papilas, h = haz vascular primario, i = células incoloras, ip = interior de las papilas, n = células cortas normales, o = haces vasculares secundarios, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpo de sílice, t = epidermis abaxial de la costilla central, u = vasos de metaxilema, w = células largas intercostales, wa = célula larga costal, y = vaina interna, z = célula subsidiaria del complejo estomático. *S. G. Beck 11777* US ♀. Escala: A, C, D y E = 0.1mm, B = 0.4mm.

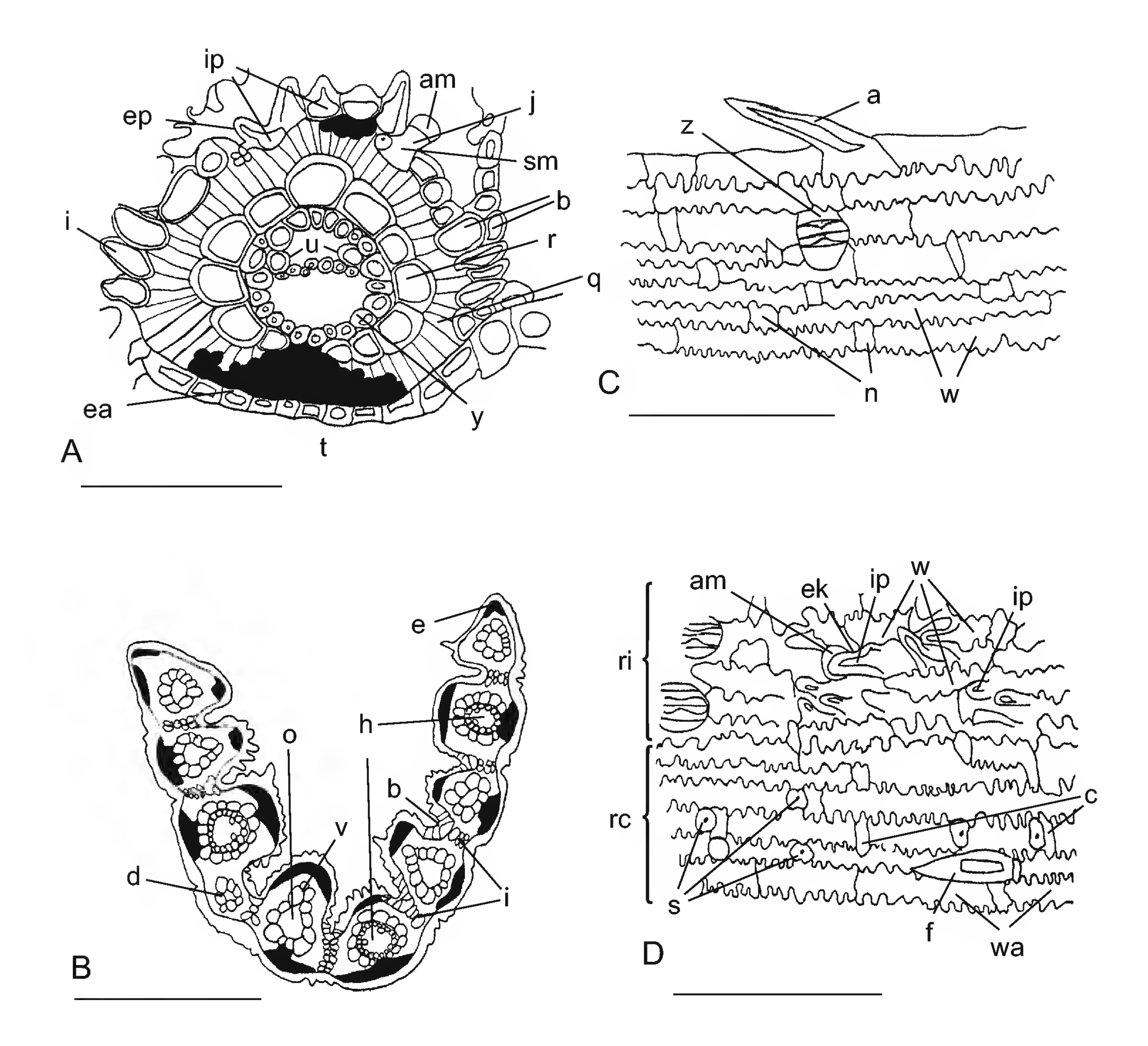



Fig. 4. Anatomía de la hoja de *Distichlis scoparia* var. *erinacea*. A. vena media; B. corte transversal; C. margen foliar; D. epidermis abaxial. a = aguijón marginal, am = célula apical del micropelo, b = células buliformes, c = células de corcho, d = haz vascular terciario, e = esclerénquima marginal, ea = esclerénquima abaxial de la costilla central, ek = exterior de la papila asociada al micropelo, ep = exterior de las papilas, f = aguijón epidérmico, h = haces vasculares primarios, i = células incoloras, ip = interior de las papilas, j = cuello sobresaliente de la célula basal del micropelo, n = células cortas normales, o = haz vascular secundario, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, sm = célula basal del micropelo, t = epidermis abaxial de la costilla central, u = vasos de metaxilema, v = extensión de la vaina externa, w = células largas intercostales, wa = células largas costales, y = vaina interna, z = célula subsidiaria del complejo estomático *H. A. Senn 4329* US ♀. Escala: A, C y D = 0.1mm, B = 0.4 mm.

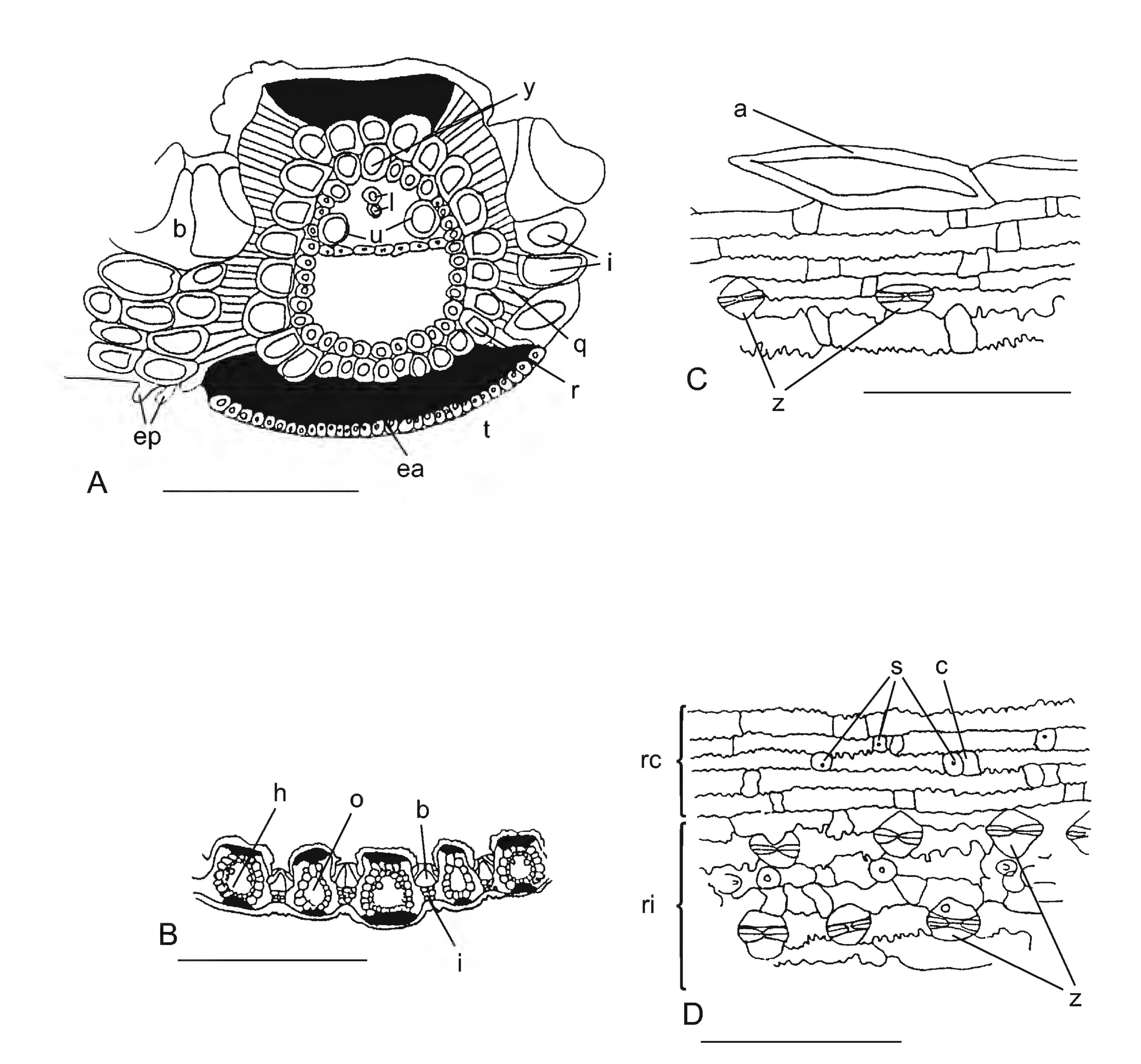



Fig. 5. Anatomía de la hoja de *Distichlis spicata*. A. vena media; B. corte transversal; C. margen de la lámina foliar; D. epidermis abaxial. a = aguijón marginal, b = células buliformes, c = célula de corcho, ea = esclerénquima abaxial de la costilla central, ep = exterior de las papilas, h = haz vascular primario, i = células incoloras, l = laguna de protoxilema, o = haz vascular secundario, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, t = epidermis abaxial de la costilla central, u = vasos de metaxilema, y = vaina interna, z = células subsidiarias del complejo estomático. *B. J. Cox 2327* CHAPA ♂. Escala: A, C y D = 0.1mm, B = 0.4 mm.

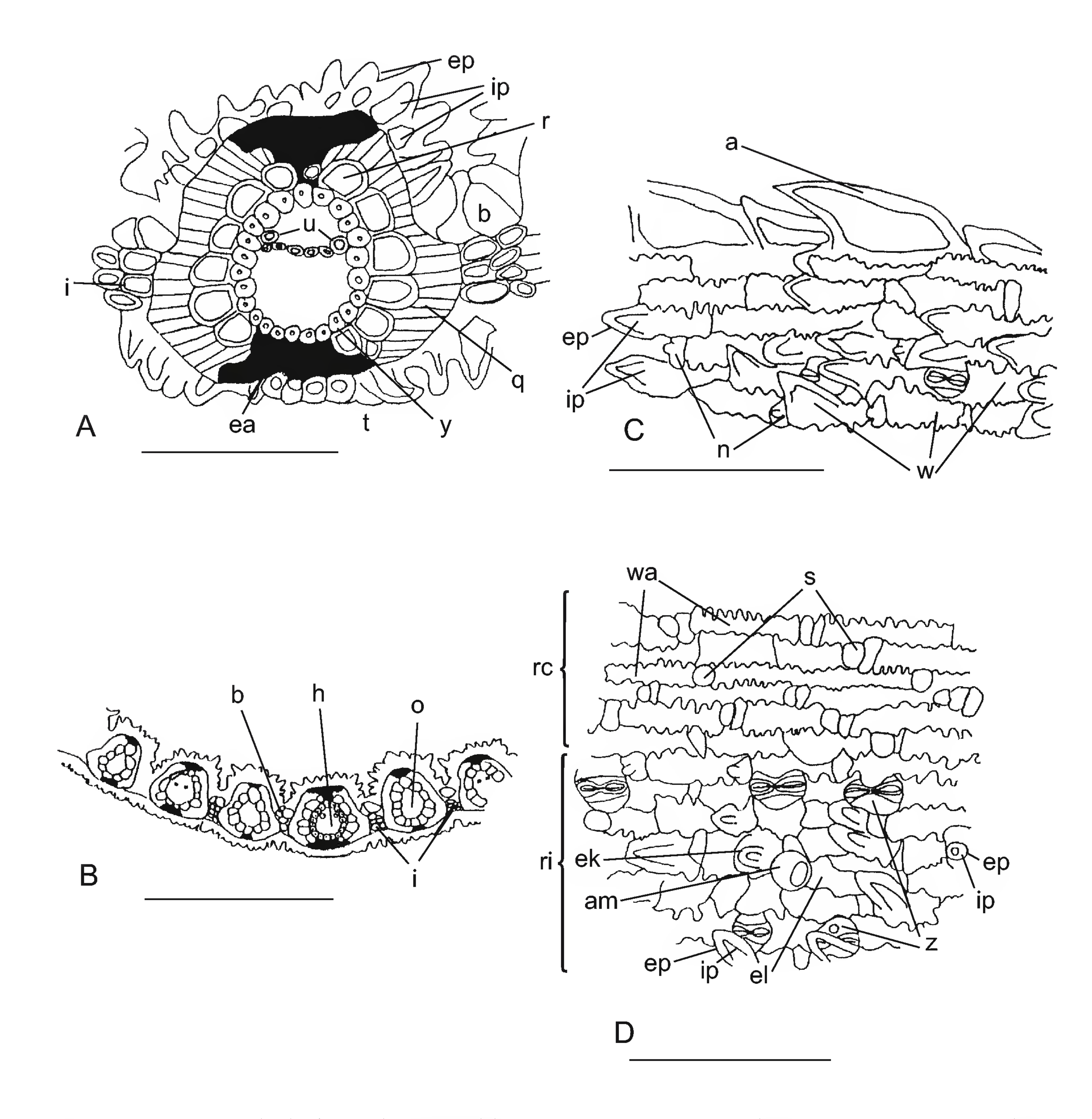
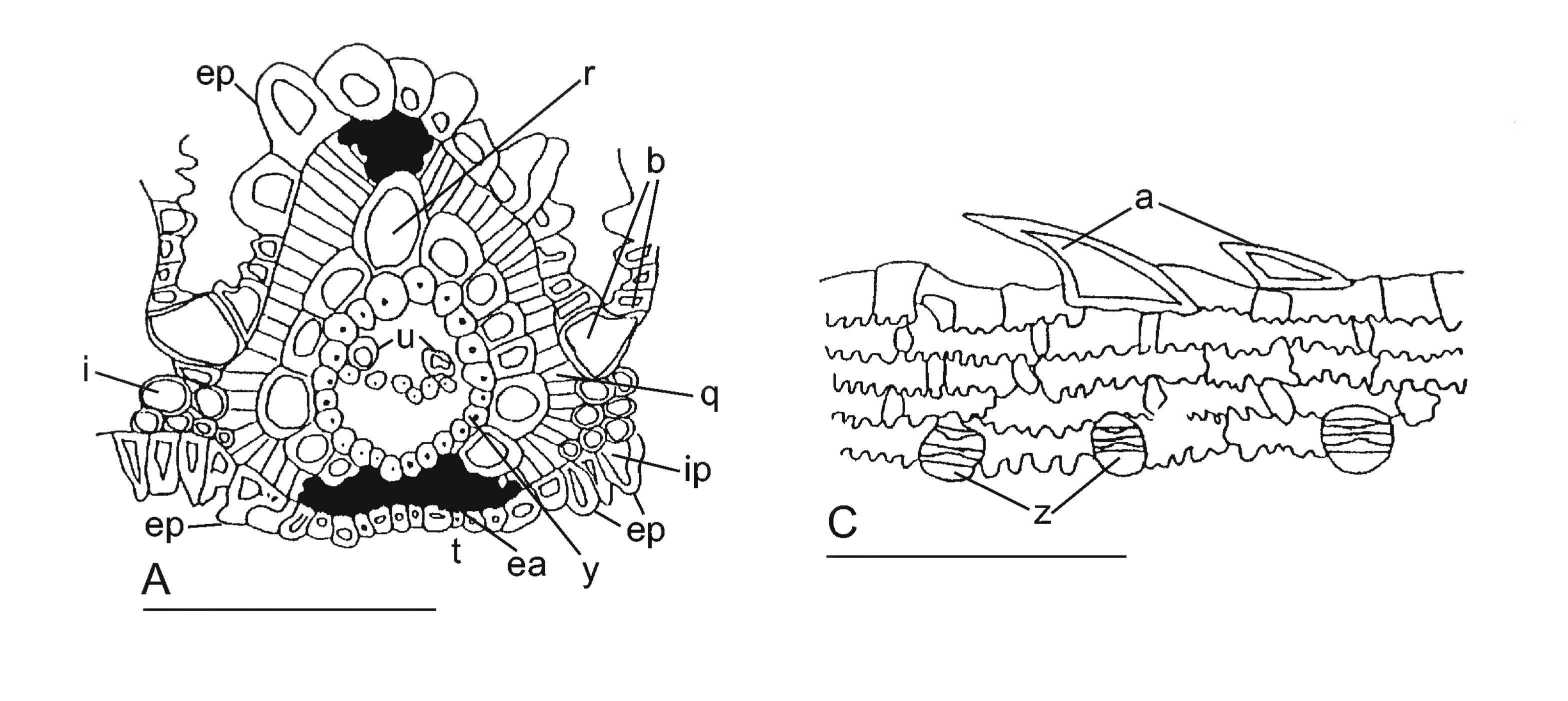



Fig. 6. Anatomía de la hoja de *Distichlis spicata*. A. vena media; B. corte transversal; C. margen de la lámina foliar; D. epidermis abaxial. a = aguijón marginal, am = célula apical del micropelo, b = células buliformes, ea = esclerénquima abaxial de la costilla central, ek = exterior de la papila asociada al micropelo, el = célula larga no papilosa asociada al micropelo, ep = exterior de las papilas, h = haz vascular primario, i = células incoloras, ip = interior de las papilas, n = células cortas normales, o = haz vascular secundario, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, t = células abaxiales de las costilla central, u = vasos de metaxilema, w = células largas intercostales, wa = células largas costales, y = vaina interna, z = células subsidiarias del complejo estomático. *J. T. Howell 47542* CHAPA ♂. Escala: A, C y D = 0.1mm, B = 0.4 mm.



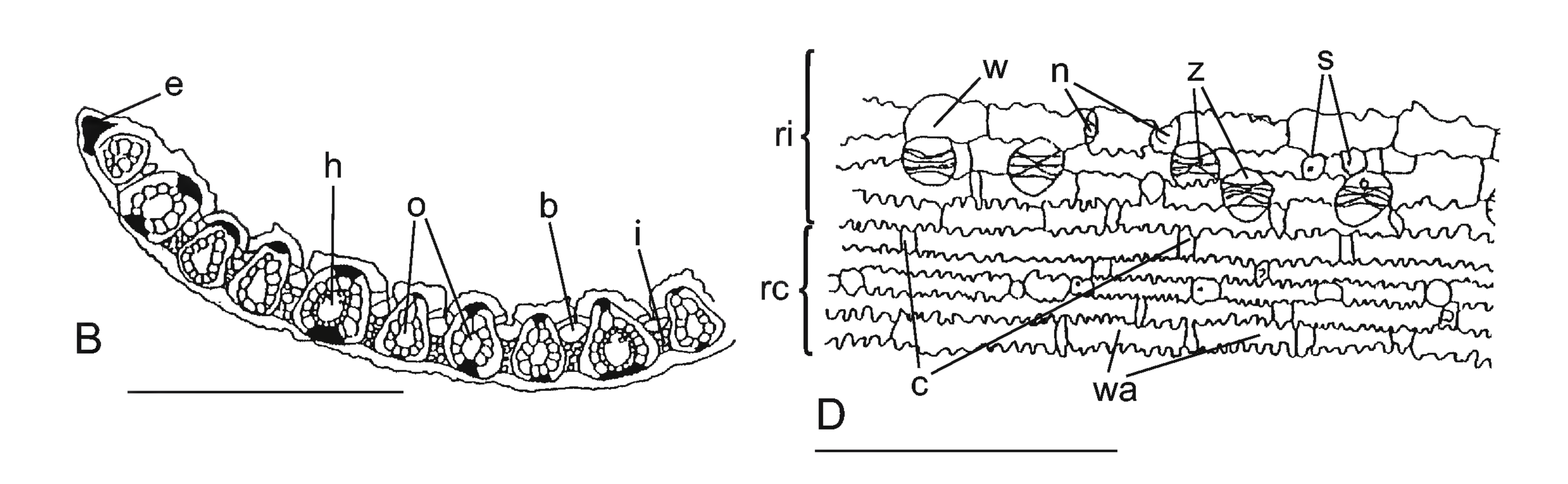




Fig. 7. Anatomía de la hoja de *Distichlis spicata*. A. vena media; B. corte transversal; C. región marginal de la epidermis abaxial; D. epidermis abaxial. a = aguijones marginales, b = células buliformes, c = células de corcho, e = esclerénquima marginal, ea = esclerénquima abaxial de la costilla central, ep = exterior de las papilas, h = haz vascular primario, i = células incoloras, ip = interior de la papila, n = células cortas normales, o = haces vasculares secundarios, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, t = epidermis abaxial de la costilla central, w = célula larga intercostal, wa = células largas costales y = vaina interna, z = células subsidiarias del complejo estomático. *M. López-Soto 450* CHAPA ♂. Escala: A, C y D = 0.1mm, B = 0.4 mm.

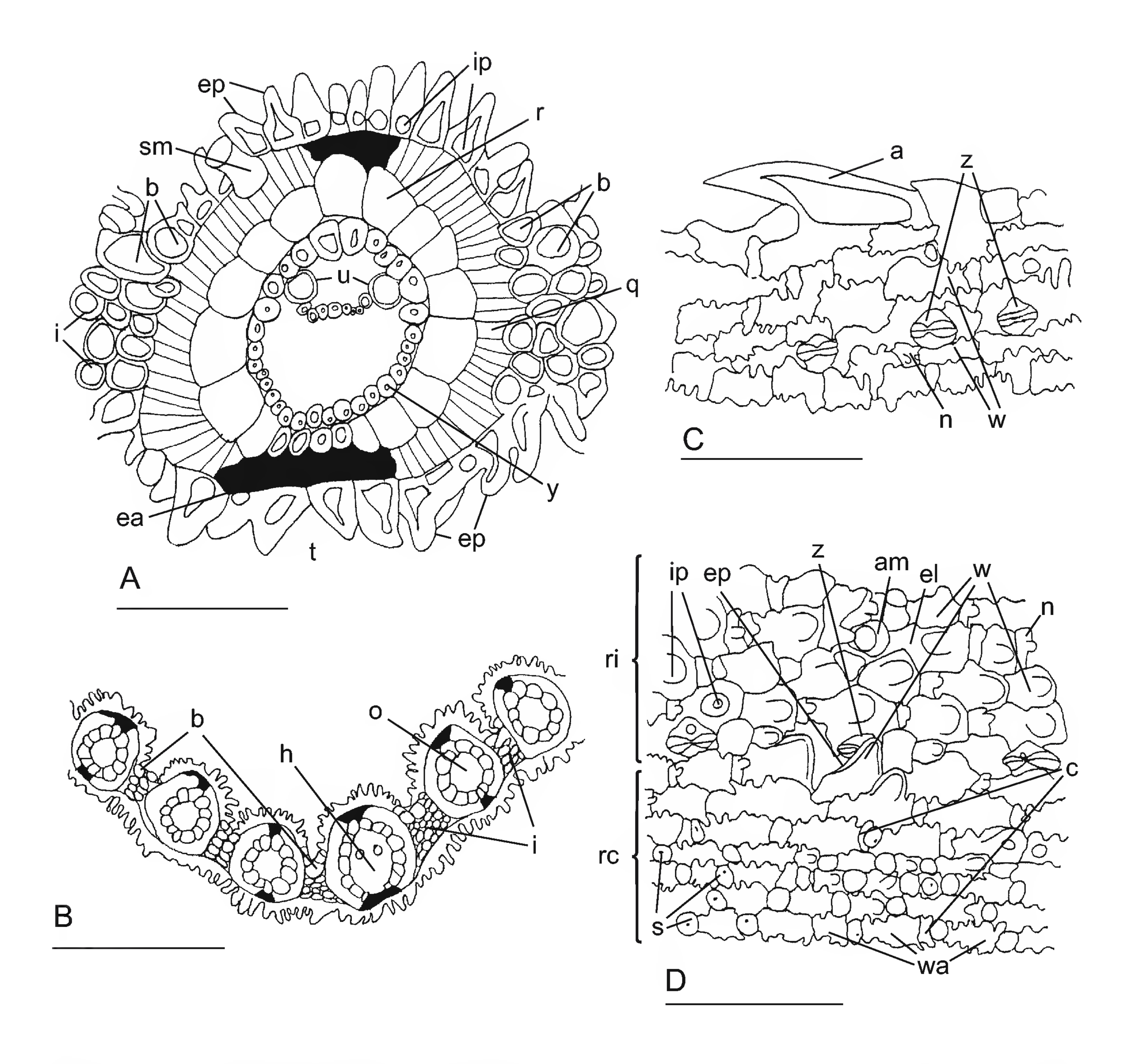



Fig. 8. Anatomía de la hoja de *Distichlis spicata*. A. vena media; B. corte transversal; C. región marginal de la epidermis abaxial; D. epidermis abaxial. a = aguijón marginal, am = célula apical del micropelo, b = células buliformes, c = células de corcho, ea = esclerénquima abaxial de la costilla central, el = célula larga asociada al micropelo, ep = exterior de las papilas, h = haz vascular primario, i = células incoloras, ip = interior de las papilas, n = células cortas normales, o = haz vascular secundario, q = vaina de clorénquima, r = vaina externa, rc = región costal, ri = región intercostal, s = cuerpos de sílice, sm = célula basal del micropelo, t) = epidermis abaxial de la costilla central, u = vasos de metaxilema, w = células largas intercostales, wa = células largas costales, y = vaina interna, z = células subsidiarias del complejo estomático. *E. Werderman 431* UC ♂. Escala: A, C y D =0.1 mm, B = 0.4 mm.

# APÉNDICE

Lista de especímenes utilizados en las observaciones anatómicas de la lámina foliar (abreviaturas según Holmgren et al., 1990)

**Distichlis australis** (Speg.) Villamil

ARGENTINA: Provincia Chubut: *A. A. Beetle 495* (CAS-DS ♂, UC).

**Distichlis palmeri** (Vasey) Fassett ex I.M. Johnst.

MÉXICO: Estado de Baja California: Municipio Mulegé: *I. L. Wiggins y D. B. Wiggins 18240* (MEXU ♂); *I. M. Johnston 3491* (CAS-DS ♀); Municipio Ensenada: *F. W.Gould y R. Moran 11928* (CAS-DS ♂); *R. Moran 4101* (DS ♀); *R. Moran 8646* (MEXU ♀); *R. Moran 12945* (CAS-DS ♀). Estado de Sonora: Municipio Guaymas: *J. López-Portillo y B. Sánchez s/n* (MEXU) (sin inflorescencia); Municipio Puerto Peñasco: *M. Equihua et al. s/n* (MEXU ♂); *R. S. Felger et al. 93-24* (MEXU ♂); *R. Bacigalupi 2873* (CAS-DS ♂); *J. López-Portillo y B. Sánchez s/n* (MEXU) (sin inflorescencia); Municipio Hermosillo: *R. S. Felger, M. Drees y N. Nicholson 74-32* (MEXU ♀); *W. López F. 678* (MEXU); *R. S. Felger et al. s/n* (MEXU); Municipio San Luis Río Colorado: *R. S. Felger y K. Cliffton 92-191* (MEXU ♂).

**Distichlis humilis** Phil.

BOLIVIA: Provincia Ingavi: Departamento La Paz: *S. G. Beck 11289* (US) (sin inflorescencia); Provincia L. Cabrera: Departamento Oruro: *S. G. Beck 11777* (US ♀).

PERÚ: Departamento Puno: *R. S. Shepard 128* (US ♂).

**Distichlis scoparia** (Nees ex Kunth) Arechav.

ARGENTINA: Provincia La Pampa: Departamento Catrilo: *J. Fortuna 15* (UC ♀). Provincia Chubut: Departamento Comodoro Rivadavia *A. A. Beetle 138* (CAS-DS ♀). Provincia Córdoba: Departamento Río Segundo: *T. Stuckert 456* (UC ♂). Provincia Santa Cruz: *A. Donat 82* (UC ♀); *A. A. Beetle y D. Bignoli 112* (UC ♀). Provincia Neuquén: *H. A. Senn 4329* (US ♀).

URUGUAY: Departamento Canelones: *H. Rosengurt B1886* (US ♀).

**Distichlis spicata** (L.) Greene

CANADÁ: Provincia British Columbia: *J. A. Calder 9651* (UC ♀); sin colector (UC ♀). Provincia Saskatchewan: *I. W. Clokey 1622* (UC ♂).

ESTADOS UNIDOS: Estado de Washington: *W. J. Eyerdam s/n* (UC ♀). Estado de Nebraska: Lancaster Co: *F. Cox y Dunn 1325* (CHAPA ♂); *B. J. Cox 2327* (CHAPA ♂). Estado de Maryland: Queen Anne Co: *E. E. Terrell 3323* (CHAPA ♀). Estado de California: Fresno Co: *A. Eastwood s/n* (UC ♂). Modoc Co: *M. H. Manning 423* (UC ♂♀). Mono Co: *A. D. Gifford 879* (UC ♀); *A. D. Gifford 880* (UC ♀). San Bernardino Co: *P. A. Munz 12,714* (UC ♀); *S. B. Parish 11726* (UC ♂); *J. B. Davy 2848* (UC ♀). Riverside Co: *H. M. Hall s/n* (UC ♂); *H. S. Yates 6704* (UC ♀♂); *I. G. Lemmon s/n* (UC ♂). Los Ángeles Co: *H. P. Clouder 2027* (UC ♂); *F. R. Fosberg S4871* (UC ♂). Orange Co: *C. B. Wolf 3785* (UC ♀); *L.*

*M. Booth 1116* (UC ♀). Mendocino Co: *J. B. Davy y W. C. Blasdale 6125* (UC ♂). Humboldt Co: *J. P. Tracy 6286* (UC ♀); sin colector (UC ♀); *H. S. Yates 5859* (UC ♀); sin colector (UC ♂); *J. B. Davy y W. C. Blasdale 6211* (UC ♀). San Mateo Co: *J. B. Davy s/n* (UC ♀). Monterey Co: *C. A. Graham s/n* (UC ♂); *J. B. Davy s/n* (UC ♀); *E. Lee y H. Mason 9040* (UC ♂); *E. Lee y H. Mason 9432* (UC ♂). Alameda Co: *G. I. Stebbins Jr 2736* (UC ♂); *J. B. Davy 856* (UC ♀). Marin Co: *L. Koch 1006* (UC ♀); *J. B. Davy 4312* (UC ♀). San Diego Co: *C. V. Meyer 454* (UC ♀); *S. G. Stokes s/n* (D-S ♀♂); *I. L. Wiggins 3015* (UC ♀); *C. V. Meyer 454* (UC ♀). Stanislaus Co: *H. K. Sharsmith 1750* (UC) (sin inflorescencia); *H. K. Sharsmith 3777* (UC ♀). Kings Co: *A. A. Beetle 2964* (UC ♀♂). Douglas Co: *W. D. Thomas 72* (UC ♀). Lassen Co: *H. S. Yates 6056* (UC ♀); *J. B. Davy s/n* (UC ♂♀); *E. Sawyer 214* (UC ♂); *J. B. Davy 3304* (UC ♀♂); *J. B. Davy s/n* (CAS-DS, UC ♀♂); *G. Schoolcraft s/n* (CAS-DS ♂). Placer Co: *B. Crampton 3721* (CAS-DS ♀). Kern Co: *J. B. Davy 2446* (UC ♂); *J. B. Davy 2141* (UC ♂); *J. B. Davy 1842* (UC ♂); *J. B. Davy 2444* (UC ♀); *A. A. Heller 7593* (UC ♂); *J. T. Howell 47542* (CHAPA ♂). Ventura Co: *A. Simontacchi 112* (UC ♂); *Sanford s/n* (UC ♀). Estado de Utah: *M. E. Jones 5643* (UC ♂). Estado de Colorado: Moffat Co: *C. L. Porter* (UC ♂). Fremont Co: *T. S. Brandegee 853* (UC ♂). El Paso Co: *J. H. Ehlers 7758* (MEXU ♀); *I. M. Johnston 2363* (UC ♂); *L. Williams 2285* (UC ♂♀). Estado de Oklahoma: Beaver Co: *M. Huft y J. Estes 1387* (CHAPA ♀). Estado de North Carolina: Brunswick Co: *C. R. Bell s/n* (UNC ♀). Estado de South Carolina: Beaufort Co: *J. R. Bozeman et al. 11515* (UNC ♀). Estado de Arizona: Coconino Co: *J. R. Reeder y C. G. Reeder 1690* (CHAPA ♂). Estado de Texas: Sweetwater Co: *A. Nelson 3722* (UC ♀). Pecos Co: *B. C. Tharp 43A6* (MEXU ♂). *J. A. Villarreal et al. s/n* (CHAPA ♂). Galveston Co: *S. L. Hatch 5764* (CHAPA ♂). Estado de Georgia: McIntosh Co: *W. H. Duncan 20432* (UNC ♂).

México: Estado de Baja California: Municipio Ensenada: *Wiggins y Gillespie 3920* (MEXU ♀); *A. A. Beetle M-2770* (CHAPA ♀); *M. Montoya A. 32* (MEXU ♂); *I. L. Wiggins y D. B. Wiggins 15946* (MEXU ♂); *R. Guzmán M. 2751* (MEXU ♂); *R. Moran 3037* (UC) (sin inflorescencia); Municipio Mexicali: *D. J. Pinkava y C. Minckley 3634* (MEXU ♂); *Wiggins y Gillespie 4171* (MEXU ♀); Municipio Mulegé: *A. A. Beetle M-2393* (CHAPA ♂); *A. Preciado 65* (MEXU ♀); *V. Morales 184* (MEXU ♀); *A. W. Anthony 139* (CAS-DS; UC ♂). Estado de Sonora: Municipio Ímuris: *J. R. Reeder y R. S. Felger 8125* (MEXU ♂); Municipio San Luis Río Colorado: *R. S. Felger y T. Bowen 86-530* (MEXU ♂). Estado de Chihuahua: Municipio Delicias: *S. D. Koch 74153* (CHAPA ♂); *M. Carrasco H. 4* (CHAPA ♂). Estado de Coahuila: Municipio Cuatrociénegas: *E. Hernández X. y V. Mathus L. N-2032* (CHAPA ♂). Estado de Durango: Municipio Nombre de Dios: *S. González 1212* (CHAPA ♀); *E. Palmer 385* (MEXU ♂); *Miles y W. Johnson 1763* (MEXU ♂); *S. González y S. Acevedo 2724* (CHAPA ♀). Estado de Nuevo León: Municipio Galeana: *E. Hernández X. y V. Mathus L. N-2047* (CHAPA); *M. Siqueiros 296* (MEXU ♂). Estado de Zacatecas: Municipio Ojo Caliente: *J. J. Balleza C. 1989* (CHAPA ♂); *Rzedowski 12058* (CHAPA ♂). Estado de San Luis Potosí: Municipio Santo Domingo: *J. J. Macías 10* (MEXU ♂); Municipio Matehuala: *G. Vázquez 35* (MEXU ♂). Estado de Tamaulipas: Municipio Altamira: *D. Baro 441* (CHAPA ♀); *D. Baro 380* (MEXU ♀). Estado de Guanajuato: Municipio Acámbaro: *R. Guzmán M. 4454* (MEXU ♂); Municipio Valle de Santiago: *L. I. Aguilera G. 179* (CHAPA ♀). Estado de Jalisco: Municipio Villa Corona: *L. M. V. de Puga 3156* (CHAPA ♀); Municipio Zacoalco de Torres: *L. M. V. de Puga 2850* (CHAPA ♂). Estado de Michoacán: Municipio Cuitzeo: *A. M. Benítez*

*223-AMB* (MEXU ♂); *Rzedowski 39647* (CHAPA ♂); *Rzedowski 44191* (CHAPA ♀); *A. A. Beetle M-7128* (MEXU ♂); Municipio Copándaro: *Rzedowski 40280* (CHAPA ♂). Estado de México: Municipio Texcoco: *Rzedowski 16266* (CHAPA ♂); *Sánchez M. s/n* (CHAPA ♀); *M. Gómez-Sánchez y M. González L. 501* (CHAPA ♂); *Contreras 55* (MEXU ♀); *S. D. Koch 7412* (CHAPA ♀); *R. Rascón R. 42* (CHAPA ♀); *M. López-Soto 450* (CHAPA ♂); *M. López-Soto 451* (CHAPA ♀); *M. López-Soto 452* (CHAPA ♀); *M. López-Soto 453* (CHAPA ♀); Municipio Ecatepec de Morelos: *Rzedowski 30455* (MEXU ♂); Municipio Tlalnepantla: *J. R. Rose et al. 8393* (MEXU ♀); Municipio Toluca: *A. S. Hitchcock 6921* (MEXU ♀); Municipio La Paz: *C. de La Mora 7* (MEXU ♂). Distrito Federal: Delegación Tláhuac: *M. S. Romero COCODA 23* (MEXU ♂); *C. G. Pringle 6640* (MEXU ♂); *R. Méndez I. 1* (MEXU ♂); *C. G. Pringle 6640* (UC ♂). Estado de Puebla: Municipio Oriental: *S. Aguirre y C. S-133* (MEXU ♂); *F. G. Medrano et al. 9301* (MEXU ♂); Municipio San José Chiapa: *S. Aguirre S-23* (CHAPA ♂); *J. Rzedowski 32928* (CHAPA ♂); Municipio Zinacátepec: *M. L. Aragón et al. 1118* (MEXU ♂); Municipio Tepeyahualco: *R. l. Guzmán 4965* (MEXU); *A. Gómez-Pompa 3847* (MEXU ♂). Estado de Tlaxcala: Municipio El Carmen Aztama: *G. Ramos E. 69* (MEXU ♀). Estado de Yucatán: Municipio Progreso: *J. R. Swallen 2925* (MEXU ♂); Municipio Telchac: *M. A. P. Lara 196* (MEXU ♀); *F. Rodríguez 151* (CHAPA). Estado de Quintana Roo: Municipio Vigía Grande: *E. Cabrera 3422* (MEXU ♀). Norte de México: *C. Wright 2034* (UC ♀); *C. Wright 2043* (UC ♂).

Ecuador: Provincia Cotopaxi: *G. W. Prescott 374* (CAS-DS). Provincia Imbambura: *Y. Mexia 7372* (UC) (sin inflorescencia).

Perú: Provincia Trujillo: Departamento La Libertad: *C. R. Wort 8890* (CAS-DS, UC ♀); *E. Anderson s/n* (UC ♀).

Chile: Provincia Atacama: Departamento Copiapó: *E. Werdermann 431* (UC ♂); *E. Werderman 997* (UC ♀).

Bolivia: Departamento Cochabamba: *J. Steinbach 8745* (UC ♂).

Argentina: Provincia Buenos Aires: *A. L. Cabrera 5812* (UC ♂); *W. J. Eyerdam 23284* (UC ♂). Provincia Chubut: Departamento Viedma: *W. J. Eyerdam et al. 23575* (UC ♂). Departamento Rawson: *W. J. Eyerdam 23597* (UC ♂). Provincia Jujuy: Departamento Tilcara: *Meyer 3137* (UC ♂). Departamento Tumbaya: *M. C. Lippman, s/n* (UC) (sin inflorescencia). Departamento Isubaya: *S. Venturi 4899* (UC ♀). Provincia Mendoza: Departamento Las Heras: *F. A. Barkley s/n* (UC ♂); Departamento Comodoro Rivadavia: *A. A. Beetle 138* (CAS-DS ♀); *A. A. Beetle y D. Bignolí 162* (UC ♀); *A. A. Beetle 576* (CAS-DS; UC ♀). Provincia Santa Cruz: *A. A. Beetle y D. Bignolí 113* (UC ♂); *W. J. Eyerman et al. 24515* (UC ♂). Provincia Tucumán: *Rodríguez 190* (US ♂). Provincia Corrientes: Departamento Burucuyá: *T. M. Pedersen 4423* (UC ♀).

Uruguay: Departamento Montevideo: *S. José 580* (UC ♂).



*Acta Botanica Mexicana* 89: 25-41 (2009)

# ADICIONES AL GÉNERO *INGA* (INGEAE, MIMOSOIDEAE, LEGUMINOSAE) PARA LA FLORA MESOAMERICANA

Mario Sousa S.

Universidad Nacional Autónoma de México, Instituto de Biología, Apdo. postal 70-367, 04510 México, D.F., México. sousa@servidor.unam.mx

## RESUMEN

Para la Flora Mesoamericana se dan a conocer dos nuevas especies para la ciencia en el género *Inga* (Ingeae, Mimosoideae, Leguminosae) y se propone un cambio de rango. Así se describen e ilustran a *Inga lactifera* M. Sousa e *I. appendiculata* M. Sousa; y se eleva el nivel taxonómico de *I. multijuga* subsp. *mexicana* T.D. Penn.; también se ilustra por primera vez a *I. chiapensis* Miranda ex M. Sousa.

Palabras clave: *Inga*, Leguminosae, Mesoamérica.

## ABSTRACT

Two species new to science are described and a new combination is made for the genus *Inga* (Ingeae, Mimosoideae, Leguminosae) in the phytogeographic area treated by the Flora Mesoamericana. Descriptions and illustrations are provided for *Inga lactifera* M. Sousa and *I. appendiculata* M. Sousa. A modification of the rank is proposed for *I. multijuga* subsp. *mexicana* T.D. Penn. The species *I. chiapensis* Miranda ex M. Sousa is illustrated for the first time.

Key words: *Inga*, Leguminosae, Mesoamerica.

El género *Inga* (tribu Ingeae, subfamilia Mimosoideae, Leguminosae) comprende alrededor de 300 especies de árboles de los trópicos de América. Recientemente Sousa (1993) y Pennington (1997) lo han tratado, el primero para Mesoamérica y el segundo realizó la revisión del género. A pesar de que sólo han pasado de 12

a 16 años, es necesario hacer algunos ajustes, debido a nueva información de campo y observaciones que contribuyen en forma más clara al conocimiento del género en el área mesoamericana.

Sect. *Bourgonia* Benth.

**Inga lactifera** M. Sousa, sp. nov. Tipo: México, Veracruz, 1 km NO de la Laguna Escondida, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, 18°34' N, 95°04' O, 13 octubre 1986, *S. Sinaca C. 1024* (holotipo, MEXU!; isotipos, IEB!, MEXU!). Fig. 1.

Nombres comunes: carnifil (Oaxaca); palo amargo, palo amargoso, vaina (Veracruz).

Ab *Inga laurina* (Sw.) Willd. differt cortice interno lactifero (vs. non lactifero), foliis (4-)6(-8)-foliolatis (vs. 4(6-8)-foliolatis), stipulis (7-)9-14 mm longis (vs. 3-6(-7) mm longis), foliolis chartaceis (vs. subcoriaceis), foliolorum base symmetrica vel subsymmetrica (vs. generaliter valde asymmetrica), apice acuminato vel longiacuminato (vs. obtuso vel breviacuminato), rhachi foliari segmento distale plerumque alato vel anguste alato, ala ad 3 mm lata (vs. tereti vel marginato ad 1.5 mm lato), bracteis valde heteromorphis (vs. homomorphis).

Árboles 6-16(-20) m de alto; corteza interior produce fluido lactífero al corte; ramas teretes, ligeramente acostilladas, esparcida a moderadamente pardo-amarillento tomentulosas, pronto glabras. Hojas (4-)6(-8)-folioladas; estípulas 9-14 mm de largo, angostamente elípticas, nervadas, esparcidamente pardo-amarillento seríceas a casi glabras, pronto caducas; pecíolo 0.6-1.5(-2) cm de largo, terete; folíolos concoloros, cartáceos a subcoriáceos, la base simétrica a subsimétrica, cuneada, el ápice un poco curvado, acuminado a largamente acuminado, el haz brillante, glabro, el envés menos brillante, glabro, la nervadura primaria eglandular, el par basal de folíolos 3.5-5(-7) cm de largo, 1.5-2.8 cm de ancho, elípticos a angostamente elípticos, el par apical 8-11(-13) cm de largo, 3.5-4.5(-6) cm de ancho, elípticos a angostamente elípticos. Raquis foliar 4-6 cm de largo, terete, en ocasiones marginado, en el segmento distal con frecuencia angostamente alado, el ala hasta 3 mm de ancho, oblanceolada; glándulas interfoliolares sésiles, pateniformes a cupuliformes, el cuerpo glandular 0.8-1.2 mm de diámetro. Inflorescencias espigas, en ocasiones racimos, 1(-2) axilares; pedúnculo 0.4-1.2(-1.6) cm de largo, generalmente aplanado,

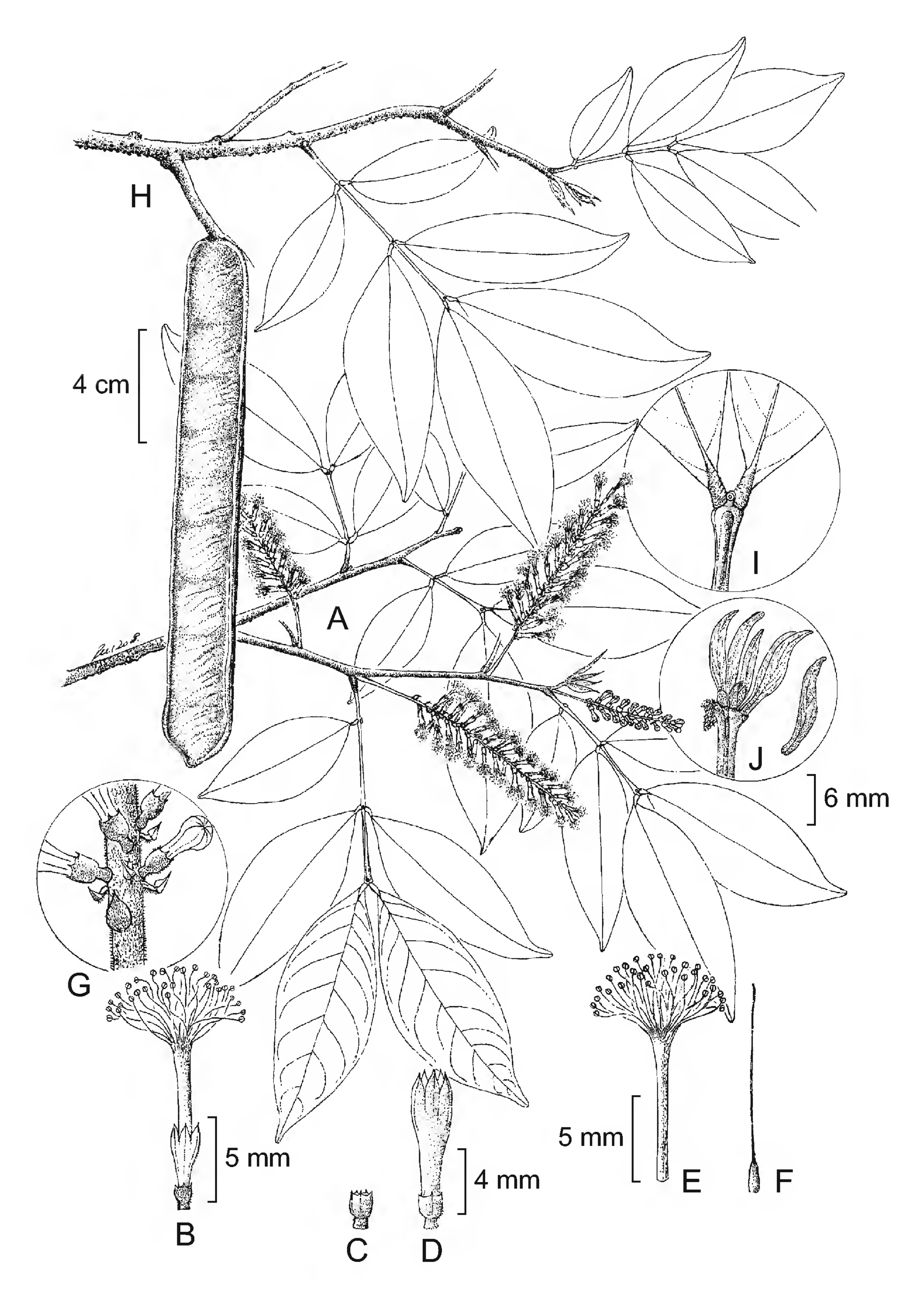



Fig. 1. *Inga lactifera* M. Sousa. A. rama con hojas e inflorescencias; B. flor, mostrando el tubo estaminal largamente exerto; C. cáliz campanulado; D. flor, mostrando el cáliz y la corola; E. androceo, mostrando al tubo estaminal y los estambres libres; F. gineceo; G. raquis floral, mostrando las brácteas heteromorfas; H. rama con hojas e infructescencia, mostrando a un fruto; I. raquis foliar, mostrando el ápice marginado a angostamente alado, la glándula interfoliolar y la base de los folíolos del par de folíolos apicales, J. yema, mostrando dos botones y las estípulas. A, B, C, D, E, F, I y J tomados de *G. Ibarra M. 2294* (MEXU); G tomado de *R. Cedillo T. 2658* (MEXU); H tomado del isotipo de *S. Sinaca 1024* (MEXU).

estriado, esparcida a moderadamente pardo-amarillento tomentuloso; raquis floral 2.5-7 cm de largo, aplanado, las flores moderadamente espaciadas, las brácteas abruptamente heteromorfas, la proximal o proximales en general estériles ca. 2 mm de largo, ovado-aleznadas en el 1/3 al ápice del pedúnculo, caducas, frecuentemente ausentes, las distales fértiles (0.8-)1-1.5 mm de largo, cuculado-estipitadas con el ápice triangular-aleznado, persistentes. Flores sésiles a cortamente pediceladas, el pedicelo hasta 1 mm de largo; botones florales con el cáliz abierto; cáliz 1-1.2(-2) mm de largo, en general campanulado, en ocasiones algo infundibuliforme, esparcida a moderadamente pardo-amarillento seríceo, sin escotaduras, los lóbulos 0.3-0.6 mm de largo, triangulares; corola 4-4.5 mm de largo, infundibuliforme, tubular-campanulada, blanca, esparcidamente serícea en el tubo a moderadamente serícea en los lóbulos, los lóbulos triangulares; tubo estaminal largamente exerto, blanco. Legumbre (9-)11.5-18 cm de largo, 2.3-2.6 cm de ancho, 0.5-0.6 cm de grueso, aplanada, lisa, derecha, linear-oblonga, sésil en la base, levemente apiculada en el ápice, casi glabra, transversal y oblicuamente nervada, las valvas no abombadas a la altura de las semillas, los márgenes aplanados con los bordes nervados.

Distribución, hábitat y fenología. En México se distribuye en el área volcánica de la región de Los Tuxtlas, Veracruz; en la zona de Los Chimalapas en Oaxaca, y en la Sierra del Norte de Chiapas; en Guatemala, en el departamento de Izabal (Montañas del Mico). En selvas altas perennifolias, bosques mesófilos, bosques caducifolios con *Ulmus* y *Liquidambar*, o en calidad de ripario; sobre suelos de origen volcánico, así como de otros negruzcos de origen calizo; en altitudes de 150 a 1400 m. Florece generalmente de finales de octubre a mediados de abril (7 meses de floración); inicia la fructificación a finales de junio con frutos maduros de mediados de octubre a principios de diciembre.

Etimología. El epíteto se refiere a la corteza interior que produce fluido lactífero al corte.

Paratipos. México: Veracruz: Laguna el Apompal, al N del ejido Miguel Hidalgo, entrando por Coyame, pasando La Poza Reina, municipio Catemaco, *A. Campos V. et al. 5842* (MEXU); lote 67, Vereda Lyel, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *A. Campos V. 6077* (MEXU); a 300 m N del poblado Laguna Escondida, desviación en el km 30 de la carretera Catemaco - Montepio, municipio San Andrés Tuxtla, *R. Cedillo T. y S. Sinaca Colín 2658* (MEXU, MO); 3 de Mayo, 2.5 km al SE de La Palma, carretera Sontecomapan - Montepio,

municipio Catemaco, *R. Cedillo T. 2870* (XAL); cerro El Egegald, 19 km al N de San Andrés, municipio San Andrés Tuxtla, *R. Cedillo T. 3211* (MEXU); El Vigía, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *G. Ibarra M. y S. Sinaca Colín 1183* (ENCB, MEXU, XAL); Laguna Zacatal, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, 18°34' N, 95°04' O, *G. Ibarra M. et al. 2157* (ENCB, MEXU); Laguna Escondida, 3 km NO de la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *G. Ibarra M. et al. 2294* (ENCB, MEXU, XAL); lote 69, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *S. Sinaca Colín 424* (ENCB, MEXU, XAL); faldas del Volcán San Martín Tuxtla, 18°33' N, 95°13' O, *E. Velazco-Sinaca 767* (MEXU).

Oaxaca: filo del cerro en la vereda al Paso Jungcuypac del Río Verde, ca. 8 km al N de Santa María, municipio Santa María Chimalapa, 16°57'30" N, 94°41' O, *H. Hernández G. y C. González L. 1776* (MEXU, XAL).

Chiapas: 13 km N of Berriozábal, near Pozo Turipache and Finca El Suspiro, municipio Berriozábal, *D.E. Breedlove 20296* (MEXU); Banco de Grava, municipio Yajalón, *A. Méndez Ton 4947* (ENCB, MEXU).

GUATEMALA: Izabal: 7-8 km O de Santo Tomás de Castillo, Montañas del Mico, 15°40'54" N, 88°42' O, *W.D. Stevens et al. 25535* (MEXU, MO, USCG).

Especie cercana a *Inga laurina* (Sw.) Willd., con una de las distribuciones más amplias en el género, pero habitando en áreas con climas que tienden a una marcada estación seca y con la vegetación que presenta períodos de caída simultánea de sus hojas. Morfológicamente *I. lactifera* tiende a tener mayor número de folíolos, sus estípulas son más grandes, los folíolos más delgados, la base de los mismos simétrica (vs. generalmente moderadamente asimétrica); el ápice de los folíolos es acuminado a largamente acuminado (vs. obtuso a corto acuminado); las brácteas heteromorfas en vez de homomorfas. En *Inga lactifera* es frecuente que la corteza interior al corte produzca fluido lactífero, característica aún no informada para *I. laurina*.

*Inga lactifera* también se parece a *I. marginata* Willd., especialmente cuando el material con que se cuenta está en flor (por ejemplo Sousa (1993) y Pennington (1997), quienes ubicaron en esta última a *Sinaca C. 1024* (MEXU) y *Cedillo y Sinaca 2658* (MO)); sin embargo las recientes colectas de la legumbre muestran grandes diferencias, así *I. lactifera* cuenta con frutos 2.3-2.6 cm de ancho (vs. 0.9-1.6 cm de ancho); valvas aplanadas no abombadas a la altura de las semillas (vs. valvas marcadamente abombadas a la altura de las semillas). A esto hay que agregar que *I. lactifera* presenta una distribución en el sur de México y norte de Guatemala, mientras que en *I. marginata* su localidad más septentrional se localiza en Costa Rica.

Sect. *Multijugae* (J. León) T.D. Penn.

**Inga mexicana** (T. D. Penn.) M. Sousa, status nov. Basónimo: *Inga multijuga* Benth. subsp. *mexicana* T.D. Penn., Gen. *Inga*, Bot. 483. fig. 129, A-B. 1997. Tipo: México, Oaxaca, distrito Tuxtepec, camino de Cabra, al NO de Ayotzintepec, 56 km al O de Tuxtepec, entrando por La Reforma, 17°40' N, 96°11' O, 24 mayo 1988, *R. Torres C. 12169* (holotipo, F; isotipo, MEXU!). Fig. 2.

Nombres comunes: agotope, ahuatope, tamaní, tamil, vaina, vainillo (Veracruz); cajinicuil, cajanicuililo, carnifil (Oaxaca); chulele, culele (Tabasco); chelele, chelele de hoja menuda, tz'ire-bitzi, yash-bitz (Chiapas).

Árboles 5-15(-25) m de alto; ramas teretes, pardo-amarillentas tomentosas cuando jóvenes, después glabrescentes. Hojas (6-)8-10(-12)-folioladas; estípulas 1.5-1.7 mm de largo, ovadas a ovado-atenuadas, pronto caducas; pecíolo 1.2-2.5 cm de largo, terete; folíolos ligeramente discoloros a discoloros, cartáceos a subcoriáceos, la base asimétrica, obtusa a cuneada, el ápice acuminado a largamente atenuado, frecuentemente caudado, el haz opaco a ligeramente brillante, esparcidamente pardo-amarillento peloso, la nervadura primaria tomentosa a glabrescente, el envés opaco, esparcidamente pardo-amarillento tomentoso, más densamente sobre las nervaduras a glabrescente, la nervadura primaria eglandular, el par basal de folíolos (3-)4.6-8(-11) cm de largo, (1.2)2-3.5(-5.5) cm de ancho, lanceolados a ovado-elípticos, el par apical 8-18 cm de largo, 3.5-6.5(-8) cm de ancho, elípticos a lanceolados. Raquis foliar (4.5-)10-16 cm de largo, pardo-amarillento tomentoso, terete; glándulas interfoliolares sésiles, cupuliformes a ciatiformes, el cuerpo glandular 1.1-1.8 mm de diámetro, el ostíolo transversalmente comprimido; apéndice faltante. Inflorescencias en espigas 1-3(-5)-fasciculadas; pedúnculo 3-5.5 cm de largo, algo aplanado, sulcado, pardo-amarillento tomentoso; raquis floral 1-3 cm de largo, las flores esparcidas proximalmente, congestas distalmente, las brácteas homomorfas 1-1.3 mm, triangulares, caducas. Flores sésiles; botones florales con el cáliz abierto, obtusos en el ápice; cáliz (3-)4-8 mm de largo, tubular, estriado, pardo-amarillento tomentuloso, en ocasiones con escotaduras, los lóbulos 0.6-1 mm de largo, triangulares; corola (12-)15-17 mm de largo, tubular-subturbinada, verde pálido, verde-amarillento a pardo-amarillento vellosa; tubo estaminal inserto a cortamente exerto, blanco. Legumbre 10-15(-21) cm de largo, 1.5-2.1 cm de ancho, 0.3-0.7 cm de grueso, curvada, a espiralada, linear-oblonga, sésil en la base, apiculada en el ápice, glabra, brillante, las valvas aplanadas, nervadas, las

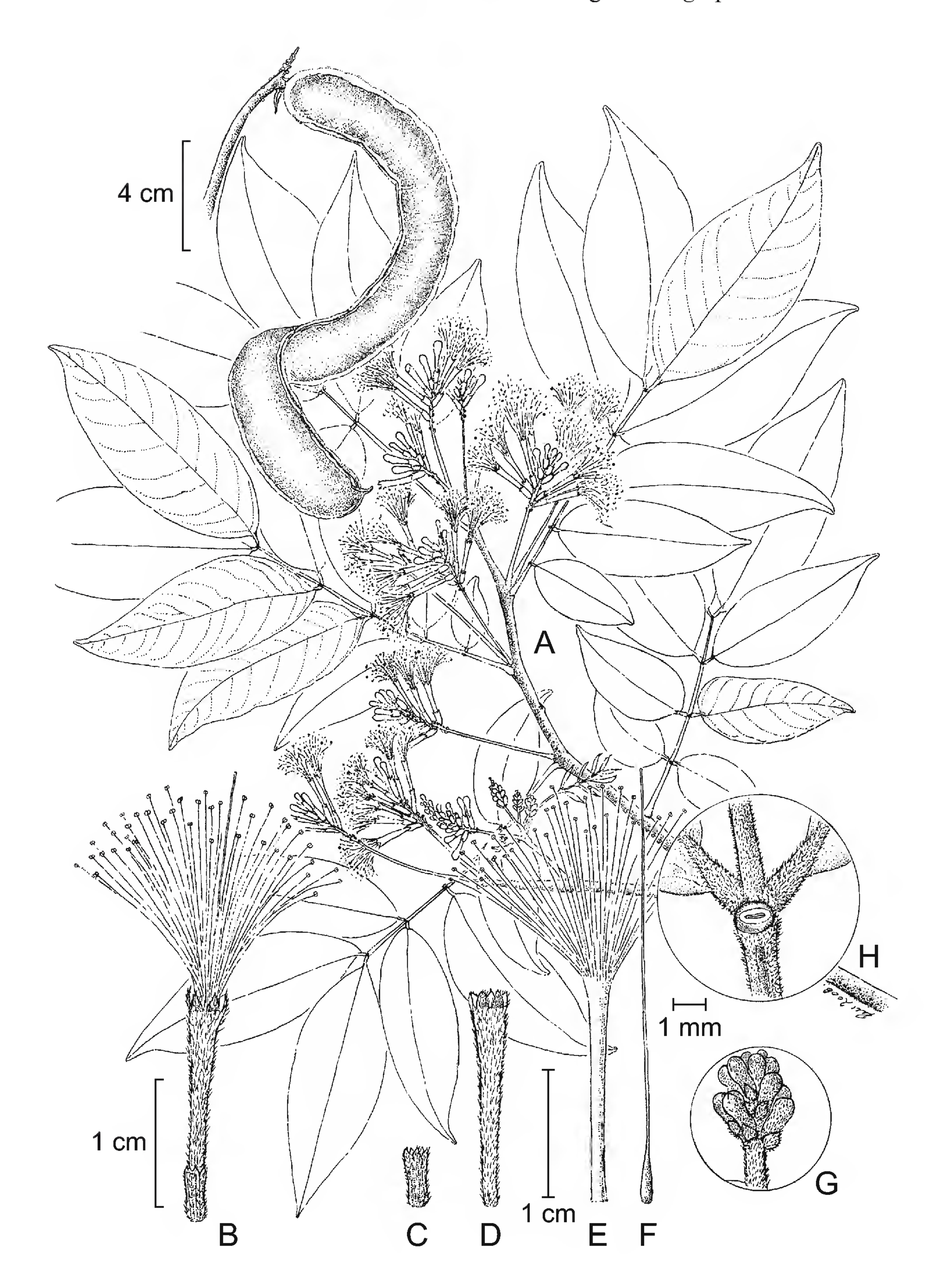



Fig. 2. *Inga mexicana* (T.D. Penn.) M. Sousa. A. rama con hojas e inflorescencias; B. flor, mostrando cáliz, corola y androceo cuyo tubo está inserto; C. cáliz tubular; D. corola tubular-subturbinada; E. androceo; F. gineceo; G. raquis floral, mostrando botones florales y brácteas homomorfas; H. raquis foliar, mostrando una glándula interfoliolar; I. infructescencia y legumbre mostrando fruto espiralado. A, B, C, D, E, F y G tomados de *S. Sinaca C. y F. Chigo S. 718* (MEXU); H tomado de *G. Ibarra M. 3127* (MEXU); I tomado de *S. Sinaca et al. 954* (MEXU).

nervaduras transversales, los márgenes con bordes nervados, generalmente aplanados a en ocasiones 1-sulcados.

Distribución, hábitat, fenología. En México se distribuye en Puebla en el municipio de Hueytamalco; en la Región de Los Tuxtlas, los municipios de Hidalgotitlán y Tezonapa, Veracruz; en Oaxaca en el distrito de Tuxtepec y el municipio de Santa María Chimalapa; en Tabasco en el área de Huimanguillo; en Chiapas en la Selva El Ocote, región de Palenque y Selva Lacandona; en Guatemala en Alta Verapaz; y en Belice en Toledo al SO de las Montañas Mayas. En altitudes entre 70 y 800 m. Habita principalmente en selvas altas perennifolias con asociaciones de *Terminalia*, *Dialium*, *Swietenia* y *Guatteria*; en selvas medianas subperennifolias con *Brosimum*, a orilla de ríos, generalmente en vegetación primaria, en ocasiones en la secundaria. Sobre suelos de origen volcánico y calizo. La floración preferentemente se presenta en la noche, con flores ya marchitándose a las 8:45 a.m., se inicia a principios de abril, se encuentra en plenitud a mediados del mismo mes y en mayo, termina a finales de junio; la fructificación comienza a mediados de agosto, con frutos maduros de septiembre a principios de octubre.

Material consultado. México: Puebla: campo experimental Las Margaritas (INIFAP), municipio Hueytamalco, 20°02'38" N, 97°18'20" O, *B. Gómez Ch. y M.E. Sinaca C. 621* (MEXU).

Veracruz: brecha Hermanos Cedillo, La Escuadra, municipio Hidalgotitlán, 17°16' N, 94°37' O, Brigada *M. Vázquez 525* (MEXU, XAL); lote 67, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, *A. Campos V. 5881* (MEXU); Dos Amates, 10 km del camino Catemaco - Montepio, municipio Catemaco, *R. Cedillo T. 3910* (MEXU); Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, 18°35' N, 95°05' O, *Chávez Lang y Torquebiau 16* (MEXU); Basuras, km 18 Catemaco - Las Palmas, *L. González Leija y V. Garza 3149* (MEXU); lote 67, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *G. Ibarra M. y S. Sinaca Colín 1735, 3394* (MEXU); cerro Lázaro Cárdenas, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, 18°36' N, 95°04' O, *G. Ibarra M. y S. Sinaca Colín 2868* (MEXU); lote 71, Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *G. Ibarra M. et al. 3127* (MEXU); a 25 km al N de Catemaco, camino al Bastonal, municipio Catemaco, *E. Martínez S. et al. 3982* (MEXU); 3 km al E de Paraíso, municipio Tezonapa, 18°48' N, 96°40' O, *R. Robles G. 839* (MEXU); Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, *S. Sinaca C. y F. Chigo S. 718* (MEXU); camino a ejido Lázaro Cárdenas, 1 km al O del lote 69 de la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas,

municipio San Andrés Tuxtla, 18°34' N, 95° 04' O, *S. Sinaca Colín 913* (MEXU); lote 71, Pedregal, 5 km O de la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, 18°34' N, 95°04' O, *S. Sinaca Colín 914* (IBUG, MEXU); Laguna Escondida, 3 km de la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *S. Sinaca Colín 954, 1533* (MEXU); La Palma, Sontecomapan, *M. Sousa S. 3056* (MEXU); Xoxovi, al N de la Laguna de Catemaco, *M. Sousa S. 3085* (MEXU); ejido Laguna Escondida a 25 km de NO de la Estación de Biología Tropical Los Tuxtlas, municipio San Andrés Tuxtla, *M. Sousa S. y J.I. Calzada 13068* (MEXU); Dos Amates a 6 km al S de Sontecomapan, municipio Catemaco, *M. Sousa S. et al. 13070* (MEXU).

Oaxaca: Distrito Juchitán: filo entre Arroyo Majipana y Río Blanco, cerca 15 km al E-SE de Santa María, municipio Santa María Chimalapa, 16°52' N, 94°34' O, *H. Hernández G. 2510, 2518* (MEXU). Distrito Tuxtepec: predio La Joya del Obispo, municipio Santa María Jacatepec, *C.H. Ramos y E. Martínez S. 411* (MEXU); Isla Isabel María, orilla E, en la Presa Miguel Alemán, al O de Temazcal, municipio San Miguel Soyaltepec, *M. Sousa S. et al. 13101* (MEXU).

Tabasco: km 59 de Huimanguillo - Mal Paso, *L. González L. et al. 10837* (MEXU); entrada al ejido Villa de Guadalupe, viniendo de la colonia Las Flores, *M.A. Guadarrama O. et al. 6301* (MEXU).

Chiapas: S of Palenque, on the road to Ocosingo, municipio Palenque, *D.E. Breedlove 34962* (DS, MEXU); a 22 km al S de Palenque, sobre la carr. a Ocosingo, *E. Cabrera C. y O. Canul 4993* (MEXU); Lacanjá - Chansayal, municipio Ocosingo, *M. González-Espinosa et al. 1435* (MEXU); predio La Reyna, 4 km NO del Campamento Rabasa, Reserva Selva El Ocote, municipio Ocozocoautla de Espinosa, 16°54'39" N, 93°37'54" O, *M. Ishiki y H. Hernández G. 2621* (MEXU); sendero El Mirador, a 0.5 km al S de la Estación del Encajonado, Reserva Selva El Ocote, municipio Ocozocoautla de Espinosa, 17°17'9" N, 93°47'44" O, *H. Hernández G. et al. 3308* (MEXU); Monte Líbano, camino a Naja, *E. Martínez S. 21285* (MEXU); 5 km al S de Bonampak, rumbo a Pico de Oro, municipio Ocosingo, *A. Méndez G. y E. Martínez S. 7597* (MEXU); 4 km al NE de Santo Domingo, municipio Ocosingo, *J.M. Quintanilla y R. Durán s.n.* (MEXU); vereda de Enrique Paniagua, Lacanja - Chansayab, municipio Ocosingo, *B. Paniagua 376* (MEXU); ruinas de Palenque, municipio Palenque, *M. Sousa S. et al. 12388* (BM, MEXU, MO); a 8 km al SE de Santo Domingo, municipio Ocosingo, *M. Sousa S. et al. 12403* (BM, MEXU, MO); Pojayal, Ixhuatán, municipio Ixhuatán, *C. Yépez P. 47* (MEXU).

Belice: Toledo: Columbia River Forest Reserve, SW Maya Mountains, 16°23'22" N, 89°08'10" W, *B.K. Holst 4383* (MEXU, MO).

Guatemala: Alta Verapaz: near Tactic, above the bridge across Río Frio, *P.C. Standley 90278* (F).

Usos. Medicinal para "pálido", se usan la hojas hervidas, tomando cinco hojas tres veces al día por tres días, según receta de Kimbor Paniagua (ver *B. Paniagua 376*, MEXU); la pulpa blanca que rodea a la semilla es comestible.

En el área de Tuxtepec, Oaxaca, las flores son más pequeñas, el cáliz ca. 3 mm de largo, la corola 12 mm de largo y la legumbre más larga, ca. 21 cm de largo, angosta de ca. 1.5 cm de ancho, y algo espiralada.

*Inga mexicana* (T.D. Penn.) M. Sousa forma un grupo homogéneo que ya Sousa (1993) había sugerido, pero no formalizado. Pennington (1997) la incluye como subespecie de *I. multijuga* Benth.; sin embargo, sus relaciones son más cercanas con *I. aestuariorum* Pittier que con *I. multijuga* Benth., como puede verse en el Cuadro 1, de tal forma que aquí se eleva a rango de especie y también se reconoce al mismo nivel a *I. aestuariorum* Pittier, como ya lo había hecho Sousa (1993).

Cuadro 1. Comparación entre *Inga multijuga*, *I. aestuariorum* e *I. mexicana*.

| | *Inga multijuga* | *Inga aestuariorum* | *Inga mexicana* |
|---|---|---|---|
| Hoja, textura | subcoriácea | cartácea | cartácea |
| Número de foliolos por hoja | (10-)12-22 | 10-14 | (6-)8-10(-12) |
| Folíolos, ápice | acuminados a largamente acuminados | obtusos a acuminados | acuminados a largamente acuminados |
| Raquis foliar | terete | en ocasiones marginado | terete |
| Glándulas interfoliolares | pateliformes o ciatiformes, con el ostíolo circular | pateliformes o ciatiformes, con el ostíolo circular | cupuliformes, con el ostíolo transversalmente comprimido |
| Botones florales | apiculados con el cáliz cerrado | apiculados con el cáliz cerrado | obtusos con el cáliz abierto |
| Corola, largo | (16-)20-25(-30) mm | 12-18 mm | 12-15(-17) mm |
| Legumbre, ancho | (2.5-)3-4.6 cm | 1.7-2.5 cm | 1.5-2.1 cm |

Sect. *Complanatae* T.D. Penn.

**Inga appendiculata** M. Sousa, sp. nov. Tipo: México, Veracruz, lomas al S del Poblado 2, ca. 6 km al S del entronque de la terracería La Laguna - Sarabia con el camino al ejido La Paz, 17°12' N, 94°38'30" O; altitud 200 m, 12 abril 1987, *T. Wendt y H. Hernández G. 5633*. (holotipo, MEXU!; isotipo, CHAPA). Fig. 3.

*Ingae chiapensis* Miranda ex M. Sousa similis, sed differt statura majore (arboribus 11-18 m altis vs. 5-6-(-15) m), caulibus angulatis (vs. teretibus), foliis 4-6-foliolatis (vs. 6-8-foliolatis), appendice in rhachi foliari (vs. absenti), ala in rhachi foliari ad 16 mm lata (vs. ad 11 m lata), alabastris obtusis cum calyce clauso (vs. apiculatis cum calyce aperto), legumine 3.5-3.6 cm lato (vs. 2.4-3.2 cm lato), marginibus applanatis (vs. valde 1-sulcatis).

Árboles 11-18 m de alto; ramas anguladas, pardo-amarillento tomentosas cuando jóvenes, posteriormente glabrescentes. Hojas 4-6-folioladas; estípulas pronto caducas; pecíolo 1.5-3.5 cm de largo, terete; folíolos concoloros, cartáceos, la base cuneada a redondeada, el ápice acuminado a largamente acuminado, obtuso, el haz opaco, con la edad algo brilloso, moderadamente pardo-amarillento piloso, las nervaduras tomentosas, aunque con el tiempo sólo en forma esparcida, el envés opaco, moderadamente tomentoso, con mayor densidad en las nervaduras, la nervadura primaria eglandular, el par basal de folíolos 6-8 cm de largo, 2.6-4.2 cm de ancho, elípticos a ovados, el par apical 11-14 cm de largo, 6-9 cm de ancho, lanceolados a elípticos. Raquis foliar 5-8.5 cm de largo, alado, el ala hasta 11 mm de ancho, oblanceolada; glándulas interfoliolares estipitadas, cilíndricas, el cuerpo glandular 0.6-0.8 mm de diámetro, sin expandirse; apéndice 8-10 mm de largo, angostamente lanceolado a setiforme. Inflorescencias en racimos axilares solitarios; pedúnculo 2.5-4 cm de largo, subterete, pardo-amarillento tomentoso; raquis floral 2.5-3.5 cm de largo, las flores proximales algo esparcidas, las distales congestas, las brácteas homomorfas, 1.3-1.8 mm de largo, cóncavas, ovado-cocleadas, pronto caducas. Flores casi sésiles; botones florales con el cáliz cerrado, obtusos; cáliz 7-8 mm de largo, tubular, estriado, esparcidamente pardo-amarillento piloso, más densamente en la base y ápice, con escotaduras, los lóbulos 1-1.2 mm de largo, triangulares; corola 16-17 mm de largo, tubular algo infundibuliforme, verdosa, moderada a densamente amarillento-verdoso vellosa; tubo estaminal inserto, blanco. Legumbre 6.8-8.5 cm de largo, 3.5-3.6 cm de ancho, 1.2-1.5 cm de grueso, aplanada, derecha, oblonga, sésil en la base, brevemente apiculada en el ápice, pardo-amarillento hirsuta, las

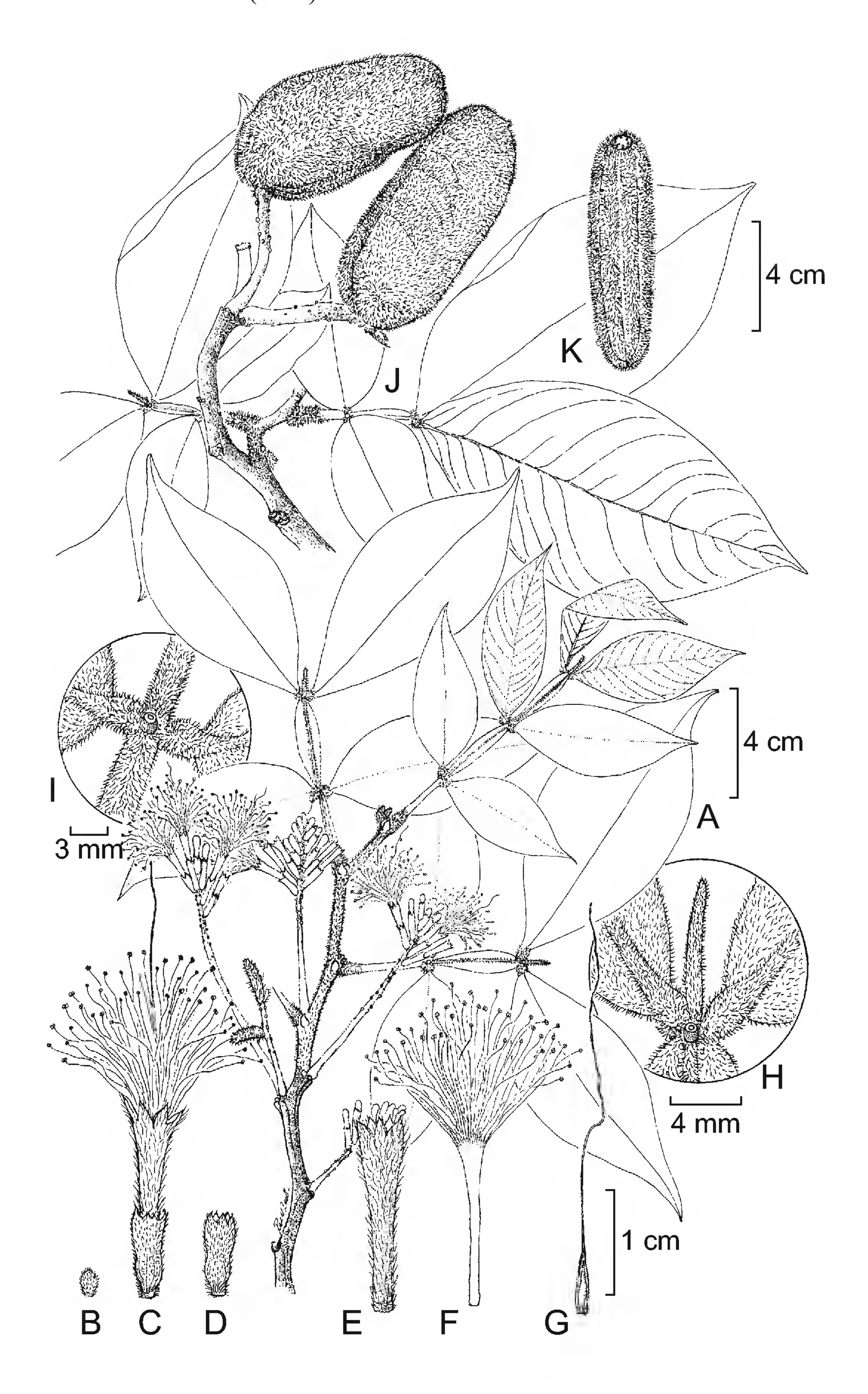



Fig. 3. *Inga appendiculata* M. Sousa. A. ramas con hojas e inflorescencias; B. brácteas; C. flor, mostrando cáliz, corola y androceo cuyo tubo está inserto; D. cáliz tubular; E. corola tubular-infundibuliforme; F. androceo, mostrando el tubo estaminal y los estambres libres; G. gineceo; H. raquis foliar, mostrando el ápice con el apéndice y la glándula interfoliolar; I. glándula interfoliolar, pulvínulos y base de folíolos; J. rama con hojas e infructescencias; K. legumbre, cara abaxial. A, B, C, D, E, F, G, H e I tomados del holotipo, *T. Wendt et al. 5633* (MEXU); J y K tomados de *T. Wendt et al. 5304* (MEXU).

valvas aplanadas, los márgenes derechos, aplanados, los bordes de los márgenes abombados a aplanados.

Distribución, hábitat y fenología. Se distribuye en la Planicie Costera del Golfo de México, en la zona de Uxpanapa, Veracruz. Habita en suelos profundos con selvas altas perennifolias con *Dialium* y *Terminalia*, en altitudes entre 120-200 m; la floración se presenta alrededor de mediados de abril y la fructificación con frutos ya maduros a finales de julio. Especie endémica al área fitogeográfica de la Flora Mesoamericana.

Etimología. El epíteto hace énfasis en el apéndice que remata al raquis foliar.

Paratipo. MÉXICO: Veracruz: S del Poblado 2, a cerca de 3-6 km al S del entronque de la terracería La Laguna - Sarabia, con el camino que va al N al Poblado 2, en el nuevo camino al ejido La Paz, municipio Jesús Carranza, 17°12' N, 94°38' O, *T. Wendt et al. 5304* (MEXU).

Cuando se describió a *Inga chiapensis* Miranda ex M. Sousa, Sousa (1993), se hizo evidente que la población de Chiapas y la de Veracruz constituían grupos diferentes; también Pennington (1997) sugirió lo mismo, pero opinando que las plantas de Veracruz parecían muy cercanas a *I. dasycarpa* M. Sousa. Aquí se reconoce como especie diferente a la población de Veracruz y para comparación véase el Cuadro 2, en donde se aprecia que *I. appendiculata* M. Sousa es más cercana a *I. chiapensis* Miranda ex M. Sousa que a *I. dasycarpa*. A esta última Pennington (1997) la incluye en otra sección, la Sect. *Vulpinae* (Benth.) T.D. Penn. y no en la Sect. *Complanatae* T.D. Penn., donde se ubican *I. appendiculata* e *I. chiapensis*.

**Inga chiapensis** Miranda ex M. Sousa, Ann. Missouri Bot. Gard. 80: 237. 1993. Tipo: México, Chiapas, cañada hacia El Aguacate, al N de La Chacona, municipio Tuxtla Gutiérrez, 19 marzo 1950, *F. Miranda G. 6127* (holotipo, MEXU!). Fig. 4.

Árboles 5-6(-15) m de alto; ramas teretes, pardo-amarillento tomentosas cuando jóvenes, posteriormente glabrescentes. Hojas 6-8-folioladas; estípulas 2.2-3 mm de largo, ovadas a triangulares, caducas; pecíolo 0.9-2.5 cm de largo, terete a angostamente alado; folíolos concoloros, cartáceos, la base ligeramente asimétrica, cuneada a obtusa, el ápice obtuso a acuminado, el haz brillante, piloso y después glabrescente, el envés opaco, esparcidamente tomentoso, las ner-

Cuadro 2. Comparación entre *Inga dasycarpa*, *I. chiapensis* e *I. appendiculata.*

| | *Inga dasycarpa* | *I. chiapensis* | *I. appendiculata* |
|---|---|---|---|
| Ramas | teretes | teretes | anguladas |
| Pelosidad vegetativa | ferrugíneo híspidas | pardo-amarillento tomentosas | pardo-amarillento tomentosas |
| Glándulas interfoliolares | Clavuliformes expandiéndose el cuerpo glandular | urceoladas expandiéndose el cuerpo glandular | cilíndicas sin expandirse el cuerpo glandular |
| Ala del raquis foliar, ancho | hasta 11 mm | hasta 16 mm | hasta 11 mm |
| Apéndice del raquis foliar | falta | falta | presente |
| Inflorescencia | capituliformes a espigas cortas | espigas alargadas | espigas alargadas |
| Brácteas florales, largo | 2-8 mm | 1.3-1.8(-3) mm | 1.3-1.8 mm |
| Botones florales | apiculados con el cáliz abierto | apiculados con el cáliz abierto | obtusos con el cáliz cerrado |
| Legumbre, pelosidad | ferrugíneo hirsuta | pardo-amarillento hirsuta | pardo-amarillento hirsuta |
| Legumbre, ancho | 3.8-5.2 cm | 2.4-3.2 cm | 3.5-3.6 cm |
| Legumbre madura con los márgenes | aplanados | marcadamente 1-sulcados | aplanados |

vaduras pardo-amarillento tomentosas, la nervadura primaria eglandular, el par basal de folíolos 3.7-7 cm de largo, 2.2-3.5 cm de ancho, elípticos en ocasiones ovados, el par apical 9.5-16(-19) cm de largo, (3-)4-6 cm de ancho, lanceolados a elíptico-lanceolados. Raquis foliar (2-)3.5-9(-14) cm de largo, alado, el ala hasta 17 mm de ancho, oblanceolada, raramente obtriangular; glándulas interfoliolares sésiles a cortamente estipitadas, infundibuliformes a urceoladas, el cuerpo glandular 0.6-0.9 mm de diámetro, expandiéndose; apéndice faltante. Inflorescencias en racimos generalmente solitarios; pedúnculo (1.5-)3-6.5 cm de largo, subterete, inconspicuamente sulcado, pardo-amarillento tomentoso; raquis floral 2.5-4 cm de largo, las flores espaciadas en la parte proximal, congestas en la distal, las brácteas homomorfas, 1.3-1.8(-3) mm de largo, cóncavas, oblanceolado-cocleadas a ovado-cocleadas, caducas, las bases cortamente decurrentes. Flores sésiles; bo-

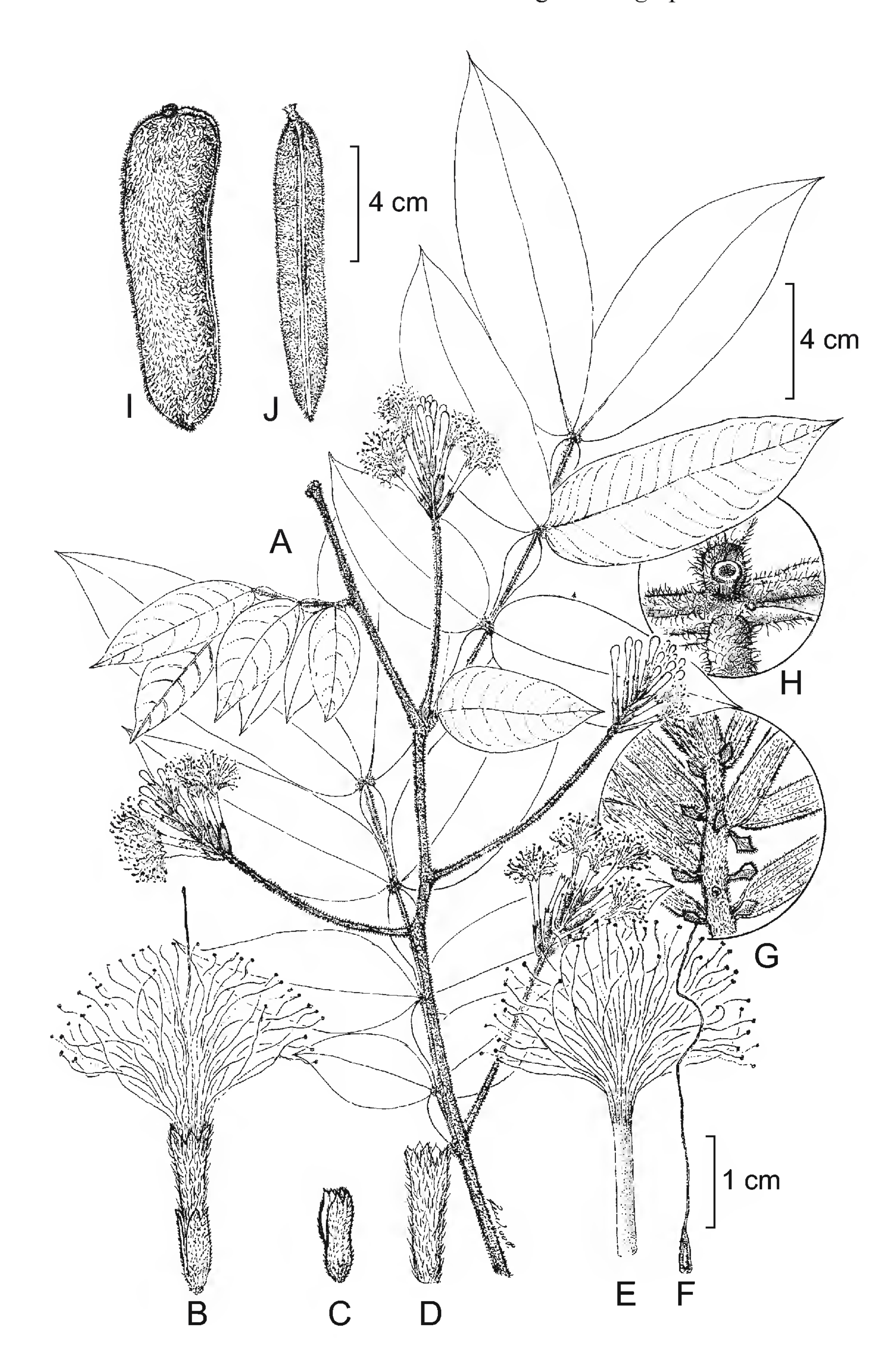



Fig. 4. *Inga chiapensis* Miranda ex M. Sousa. A. rama con hojas e inflorescencias; B. flor, mostrando cáliz, corola y androceo cuyo tubo está inserto; C. cáliz, mostrando escotadura; D. corola; E. androceo, mostrando el tubo estaminal y los estambres libres; F. gineceo; G. raquis floral, mostrando las brácteas y las flores que sustentan; H. raquis foliar, mostrando la glándula interfoliolar; I. legumbre, cara valvar; J. legumbre cara abaxial. A tomada del holotipo, *F. Miranda 6127* (MEXU); B, C, D, E, F y G tomadas de *O. Téllez et al. 7578* (MEXU); H, I y J tomadas de *F. Miranda 6413* (MEXU).

tones florales con el cáliz abierto, apiculados; cáliz 8-10 mm de largo, tubular, estriado, esparcidamente piloso, con escotaduras, los lóbulos 1.5-2 mm de largo, triangulares; corola 15-18 mm de largo, tubular-infundibuliforme, verdosa, moderadamente pardo-amarillento vellosa; tubo estaminal inserto, blanco. Legumbre 8-12.5 cm de largo, 2.4-3.2 cm de ancho, 0.8-0.9 cm de grueso, aplanada, derecha, oblonga, sésil en la base, apiculada a obtusa en el ápice, pardo-amarillento hirsuta, las valvas aplanadas, los márgenes derechos, marcadamente 1-sulcados, los bordes de los márgenes nervados.

Distribución, hábitat y fenología. Se encuentra en la Depresión Central de Chiapas, particularmente frecuente en el Cañón del Sumidero; en selvas medianas subcaducifolias en ocasiones en selvas bajas caducifolias; en altitudes entre 850 y 1100 m. Florece de principios de marzo a principios de abril; fructifica de finales de junio a mediados de septiembre.

Material consultado. MÉXICO: Chiapas: Cerro Hueco, al S-SE de Tuxtla Gutiérrez, *F. Miranda G. 5570* (MEXU); El Aguacate, cerca y al N de La Chacona, *F. Miranda G. 6413* (MEXU); Barranca de Cerro Hueco, SE Tuxtla Gutiérrez, *F. Miranda G. 6878* (MEXU); San Fernando, *F. Miranda G. 7219* (MEXU); Sumidero, adelante del mirador La Coyota, *F. Miranda G. 7662, 7718* (MEXU); 1 km al NO del entronque Aeropuerto - Ocozocoautla, municipio Ocozocoautla, *A. Reyes G. 555* (MEXU, MO); a la salida del túnel de la Presa de Chicoasén, camino a Tuxtla Gutiérrez - Chicoasén, *O. Téllez V. y W. Eliseus 4600* (MEXU); entre los km 18-22 de la carretera Tuxtla Gutiérrez hacia el Cañón del Sumidero, *O. Téllez V. et al. 6690, 7578* (MEXU).

## AGRADECIMIENTOS

Se agradece a Fernando Chiang por traducir las diagnosis al latín; a Gloria Andrade por su decidido apoyo a la organización del texto y obtención de información; a Jennifer Bain y Alejandra Zaldiva por incorporar las descripciones para la Flora Mesoamericana; a dos revisores anónimos que mejoraron el manucrito; a Ramiro Cruz por sus siempre inmejorables ilustraciones botánicas. Gracias por facilitar, en visitas o préstamos, el material de estudio a los curadores de los siguientes herbarios: BM, CHAPA, DS, ENCB, IBUG, IEB, F, MEXU, MO, USCG, XAL quienes hicieron posible su consulta.

## LITERATURA CITADA

Pennington, T. D. 1997. The genus *Inga*: Botany. Royal Botanical Gardens. Kew. 844 pp.

Sousa S., M. 1993. El género *Inga* (Leguminosae: Mimosoideae) del sur de México y Centroamérica, estudio previo para la Flora Mesoamericana. Ann. Missouri Bot. Gard. 80: 223-269.

Recibido en enero de 2009.

Aceptado en mayo de 2009



*Acta Botanica Mexicana* 89: 43-46 (2009)

# NUEVAS COMBINACIONES EN MONOCOTILEDÓNEAS MEXICANAS IV (BROMELIACEAE, ORCHIDACEAE)

Ana Rosa López-Ferrari y Adolfo Espejo-Serna

Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa,
División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Departamento de Biología,
Herbario Metropolitano, Apdo. postal 55-535, 09340 México, D.F. México.
aes@xanum.uam.mx

## RESUMEN

Se propone elevar a *Tillandsia tortilis* Klotzsch ex Baker ssp. *curvifolia* Ehlers et Rauh al nivel específico con el nombre de *Viridantha curvifolia* (Ehlers et Rauh) López-Ferrari et Espejo. Asimismo se presenta a *Malaxis zempoalensis* López-Ferrari et Espejo como nuevo nombre para *Malaxis palustris* Espejo et López-Ferrari.

Palabras clave: Bromeliaceae, *Malaxis,* México, *Tillandsia*, *Viridantha*.

## ABSTRACT

We propose to raise to specific rank to *Tillandsia tortilis* Klotzsch ex Baker ssp. *curvifolia* Ehlers et Rauh with the name *Viridantha curvifolia* (Ehlers et Rauh) López-Ferrari et Espejo. Also, the new name *Malaxis zempoalensis* López-Ferrari et Espejo is proposed for *Malaxis palustris* Espejo et López-Ferrari.

Key words: Bromeliaceae, *Malaxis,* Mexico, *Tillandsia*, *Viridantha*.

1. En su revisión del género *Viridantha* (2002), Espejo-Serna incluyó en el mismo seis especies: *V. atroviridipetala* (Matuda) Espejo, *V. ignesiae* (Mez) Espejo, *V. lepidosepala* (L. B. Sm.) Espejo, *V. mauryana* (L. B. Sm.) Espejo, *V. plumosa* (Baker) Espejo y *V. tortilis* (Klotzsch ex Baker) Espejo y consideró a *Tillandsia tortilis* Baker ssp. *curvifolia* Ehlers et Rauh, como sinónimo de *V. tortilis*. La revisión

de material de dicho género para elaborar el fascículo correspondiente a Bromeliaceae para la Flora del Bajío y de Regiones Adyacentes, así como la recolección de ejemplares en los estados de Hidalgo, Guanajuato y Zacatecas, nos permitió comparar más detalladamente ejemplares, tanto vivos como herborizados, de sendos taxa, pudiendo encontrar diferencias morfológicas significativas entre ambos. *Viridantha tortilis* incluye plantas más o menos caulescentes con las hojas rectas, generalmente escuarrosas y con espigas aplanadas y elípticas, de 3.5 a 4 cm de largo, en tanto que las plantas de la supuesta subespecie *curvifolia* son acaules, con hojas curvadas y nunca escuarrosas y tienen espigas rollizas y elipsoides, de 1.5 a 2 cm de largo. Todo lo anteriormente dicho nos permite concluir que las plantas descritas como *T. tortilis* ssp. *curvifolia* ni son coespecíficas ni representan una variedad de *Viridantha tortilis*, sino que pertenecen a una especie distinta para la cual proponemos la siguiente combinación:

**Viridantha curvifolia** (Ehlers et Rauh) López-Ferrari et Espejo, comb. et stat. nov. Basónimo: *Tillandsia tortilis* Klotzsch ex Baker ssp. *curvifolia* Ehlers et Rauh, J. Bromeliad Soc. 40: 167-168, f. 7, 8. 1990. Tipo: México, Guanajuato, municipio de Guanajuato, apud Guanajuato, 2200-2400 m, 6.III.1985, *R. y K. Ehlers EM850201* (holotipo: WU!).

Ejemplares examinados: Guanajuato, municipio de Ocampo, 4-6 km al sur de Santa Bárbara, 2200 m, bosque de *Quercus* sobre peñas, 29.VI.1996, *E. Pérez C. y S. Zamudio R. 3379* (IEB); ca. 4 km al S de Santa Bárbara, 2230-2500 m, ladera de cerro, 7.X.1992, *E. Carranza G. y cols. 4332* (IEB); 4 km al S de Santa Bárbara, 2200 m, bosque de encino sobre rocas ígneas, cañada, 30.IV.1996, *E. Pérez C. y E. Carranza G. 3330* (IEB); municipio de Guanajuato, Cañada de la Virgen, Agua Sabrosa, 21°10'03" N, 101°12'06" W, 2400 m, vegetación riparia, 10.VIII.1997, *J. Martínez-Cruz 448* (IEB, MEXU); Querétaro, municipio de Huimilpan, cerro Capula, 1 km al N de la carretera San Pedro - Huimilpan, 20°20' N, 100°18' W, 2650 m, bosque de encino, 14.VIII.1997, *L. Hernández S. 4262* (IEB); Zacatecas, municipio de Tlaltenango de Sánchez Román, 25 km después de Corral de Piedra, rumbo a Tlaltenango de Sánchez Román, 21°39'41" N, 103°09'23" W, 2450 m, lomas con bosque de encino con ericáceas, 19.X. 2007, *A. Espejo et al. 7072* (UAMIZ).

Cabe aquí comentar que Ehlers (2004) publicó *Tillandsia penascoensis* con material procedente del peñón de San Mateo Peñasco, Oaxaca y que Espejo y López-Ferrari (Espejo-Serna et al., 2007, p. 140) publicaron la combinación de este

epíteto en *Viridantha*, género que queda entonces conformado por ocho especies, dos más de las citadas para México por Espejo-Serna et al. (2004), todas endémicas de México.

Todos los taxa del género *Viridantha* constituyen un grupo bien delimitado que se distingue claramente de *Tillandsia* sensu stricto por el siguiente conjunto de caracteres (Espejo, 2002): flores proterandras, dísticas, descendentes, con los pétalos acintados de color verde oscuro, de 2 a 3 cm de largo, la corola no constreñida en la base para formar una garganta, estambres inclusos, todos iguales en longitud, con los filamentos filiformes y aplanados, anteras semibasifijas y estigma tipo simple-erecto. Las rosetas en *Viridantha* son de tipo compacto, no forman tanque y tienden a la caulescencia, además de presentar escamas largamente asimétricas, densa a muy densamente dispuestas (Espejo, 2002).

2. Cuando publicamos el nombre de *Malaxis palustris* Espejo et López-Ferrari (Espejo-Serna et al., 1998), inadvertidamente pasamos por alto que dicho binomio había sido ya aplicado por Richard (1818) a otra especie del mismo género, por lo cual se hace necesario el siguiente nombre nuevo:

**Malaxis zempoalensis** López-Ferrari et Espejo, nomen novum. Basónimo: *Malaxis palustris* Espejo et López-Ferrari, Sida 18: 412. 1998, non *Malaxis palustris* Rich., 1818. Tipo: México, Morelos, municipio de Huitzilac, 1-2 km al W de la laguna Zempoala, sobre el arroyo Las Trancas, parque nacional Lagunas de Zempoala, 19°02' N, 99°19' W, 2800 m, 12.VII.1997, *A. Espejo, A. R. López-Ferrari, J. García-Cruz y R. Jiménez M. 5714* (holotipo: UAMIZ; isotipos: AMO, AMES).

Ejemplares examinados: Morelos, municipio de Huitzilac, 1-2 km al W de la laguna Zempoala, sobre el arroyo Las Trancas, parque nacional Lagunas de Zempoala, 19°02'37" N, 99°19'20" W, 2800 m, 12.VII.1997, *A. Espejo et al. 5714* (AMES, AMO, UAMIZ); 1-2 km al W de la laguna Zempoala, sobre el arroyo Las Trancas, parque nacional Lagunas de Zempoala, 19°02'37", 99°19'20" W, 2800 m, 12.VII.1997, *J. García-Cruz et al. 751* (AMO, UAMIZ).

## AGRADECIMIENTOS

Deseamos expresar nuestro agradecimiento a Jerzy Rzedowski y Graciela Calderón por la revisión y las atinadas sugerencias al manuscrito. Los curadores de

los siguientes herbarios AMO, IEB, MEXU, UAMIZ y WU nos brindaron todas las facilidades para consultar sus colecciones.

## LITERATURA CITADA

Ehlers, R. 2004. *Tillandsia penascoensis* Ehlers & Lautner spec. nov. Bromelie 2004(1): 4-7.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari, J. García-Cruz, R. Jiménez M. y L. Sánchez A. 1998. Dos nuevas adiciones a la orquideoflora mexicana. Sida 18(2): 411-418.

Espejo-Serna, A. 2002. *Viridantha*, un género nuevo de Bromeliaceae (Tillandsioideae) endémico de México. Acta Bot. Mex. 60: 25-35.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari, I. Ramírez-Morillo, B. K. Holst, H. E. Luther & W. Till. 2004. Checklist of Mexican Bromeliaceae with notes on species distribution and levels of endemism. Selbyana 25: 33-86.

Espejo-Serna, A., A. R. López-Ferrari, N. Martínez-Correa y V. A. Pulido-Esparza. 2007. Bromeliad flora of Oaxaca, Mexico: richness and distribution. Acta Bot. Mex. 81: 71-147.

Richard, L. 1818. De Orchideis Europaeis annotationes. Mem. Mus. Hist. Nat. 4: 23-61.

Recibido en junio de 2009.

Aceptado en julio de 2009.

*Acta Botanica Mexicana* 89: 47-62 (2009)

# INDUCCIÓN EFICIENTE DE BROTES ADVENTICIOS EN COTILEDONES DE *PINUS MAXIMARTINEZII* RZEDOWSKI

Alejandrina Robledo Paz[1], Víctor Manuel Villalobos Arámbula[2] y Amalio Santacruz Varela[1]

[1]Colegio de Postgraduados, Posgrado en Recursos Genéticos y Productividad, Campus Montecillo. km 36.5 carretera México-Texcoco, 56230 Texcoco, Estado de México, México. arobledo@colpos.mx, asvarela@colpos.mx.
[2]Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Avenida Municipio Libre núm. 377. Colonia Santa Cruz Atoyac, 03310 México, D.F. vvilla@sagarpa.gob.mx.

## RESUMEN

*Pinus maximartinezii* Rzedowski es una especie de piñonero originaria de México, considerada en peligro de extinción debido a la alteración de sus poblaciones y de su hábitat, así como a su distribución geográfica restringida. A pesar de que tecnologías como el cultivo de tejidos podrían ser una alternativa para su conservación y propagación, la literatura existente al respecto es escasa. En este trabajo se presenta un protocolo que permite la diferenciación eficiente de brotes adventicios de este taxon. Se probaron embriones y cotiledones en cuanto a su capacidad para formar yemas adventicias. Los segundos mostraron la mejor respuesta y fueron entonces cultivados en el medio de Schenk y Hildebrandt (SH) modificado, suplementado con cuatro concentraciones (2.2 a 16.8 mg $L^{-1}$) de $N^6$-benciladenina (BA). El porcentaje de explantes que produjeron brotes y el número de brotes formados en éstos fue estadísticamente diferente entre los niveles de BA probados; con 16.8 mg $L^{-1}$ se indujo el mayor porcentaje de órganos que formaron brotes (53.5) y el número más alto de brotes generados por explante (29.1) a las 14 semanas de cultivo; de los vástagos individualizados, 3% formó raíces. La metodología desarrollada permite la diferenciación de yemas adventicias de *P. maximartinezii* a partir del cultivo de cotiledones, con una tasa de multiplicación significativamente superior a la obtenida por otros autores.

Palabras clave: cultivo de tejidos, micropropagación, organogénesis, *Pinus maximartinezii.*

## ABSTRACT

*Pinus maximartinezii* Rzedowski is a nut pine native to Mexico that currently is considered as an endangered species because of disturbance of populations and natural habitat, as well as its limited geographic distribution. Even though such technologies as tissue culture could represent an alternative for its conservation and propagation, the existing literature for this pine is scarce. In this paper a protocol that allows an efficient differentiation of adventitious shoots for this species is presented. Different types of explants (embryos and cotyledons) were evaluated regarding their capacity to differentiate adventitious shoots. Explants from cotyledons showed the best response, so they were cultivated in a modified Schenk and Hildebrandt (SH) medium supplemented with four different concentrations (2.2-16.8 mg $L^{-1}$) of $N^6$-benzyladenine (BA). Percentages of explants forming shoots and number of shoots developed per explant were statistically different among the tested concentrations. The 16.8 mg $L^{-1}$ of BA concentration induced the largest percentage of explants forming shoots (53.5) and the highest number of shoots developed per explant (29.1) after 14 weeks of culture. Three percent of the individual shoots produced roots. The developed methodology allows differentiation of adventitious shoots of *Pinus maximartinezii* from cotyledon explants, with a multiplication rate significantly higher than the one obtained by other authors.


Key words: micropropagation, organogenesis, *Pinus maximartinezii*, tissue culture.

## INTRODUCCIÓN

*Pinus maximartinezii* es una de las 12 especies conocidas de pinos piñoneros americanos, es originaria de México y su distribución geográfica está sumamente restringida, ya que se le encuentra sólo en un diminuto sector del estado de Zacatecas. Este reducto ecológico cuenta con una superficie aproximada de 400 ha y la población se estima entre 2000 y 2500 árboles maduros (Donahue y Mar-López, 1995; López-Mata, 2001).

La reproducción de la especie es difícil debido a que prácticamente todas sus semillas son utilizadas para consumo humano o para el comercio local; además de verse afectada por el sobrepastoreo, los incendios forestales inducidos y los cambios en el uso del suelo. El tamaño limitado de la población, su baja tasa de propagación y la dificultad para proteger el territorio en que este piñonero se distribuye, lo sitúan dentro del conjunto de las especies en peligro de extinción,

de acuerdo con la Norma Oficial Mexicana, NOM-059-ECOL-2001 (Anónimo, 2002).

Ante tal panorama resulta necesario buscar una tecnología que permita obtener individuos en grandes cantidades y en menor tiempo que el requerido por los métodos convencionales. El cultivo de tejidos puede ser una alternativa que, aun cuando tenga su principio en la semilla misma, permita hacer de ésta un sistema más eficiente de propagación.

La reproducción in vitro de pináceas como *Pinus sylvestris* (Lelu et al., 1999), *Pinus pinea* (Gónzalez et al., 1998), *Pinus banksiana* (Pelletier y Laliberté, 2000), *Picea glauca* (Ashihara et al., 2001) y *Pinus virginiana* (Tang et al., 2004) se ha llevado a cabo utilizando embriones u órganos de plántulas, como los cotiledones. El uso de estos últimos representa ventajas sobre el cultivo de embriones, entre las cuales está el incremento de la superficie de tejido en contacto con el medio nutritivo y la obtención de mayor número de explantes por semilla empleada, considerando que en la mayoría de los pinos ésta tiene al menos ocho cotiledones (Saborio et al., 1997).

Aunque existen varios trabajos que describen protocolos de propagación in vitro de distintas especies de *Pinus* (*P. halepensis, P. canariensis, P. ayacahuite, P. pinea, P. heldreichi, P. tadea)* (Lambardi et al., 1991; Martínez-Pulido et al., 1994; Saborio et al., 1997; González et al., 1998; Stojicic et al., 1999; Tang y Guo, 2001; Sul y Korban, 2004), sólo se conoce uno referente al cultivo de tejidos en *Pinus maximartinezii* (Villalobos-Amador et al., 2002). En éste, los autores utilizaron embriones maduros como explante para inducir brotes adventicios; sin embargo, la tasa de multiplicación obtenida fue baja (14.6 brotes por embrión). Por lo anterior, la presente investigación tuvo como objetivo desarrollar un protocolo para diferenciar in vitro brotes adventicios de *P. maximartinezii,* que basado en el uso de los cotiledones como explantes, permitiera mejorar tanto la respuesta morfogenética como el número de vástagos obtenidos mediante el cultivo de embriones.

## MATERIAL Y MÉTODOS

### Material biológico

Se utilizaron semillas maduras de *Pinus maximartinezii*, con un año de haber sido cosechadas y almacenadas a temperatura ambiente, provenientes de polinización abierta, colectadas en el estado de Zacatecas, México.

## Medios de cultivo

La composición de los medios de cultivo usados en la presente investigación se describe en el Cuadro 1. Todos ellos fueron suplementados con 0.7% (p/v) de agar-agar. El pH se ajustó a 5.7 $\pm$ 0.1 y la esterilización se realizó en autoclave a 1.05 kg $cm^{-2}$ y 121 °C, durante 15 min.

## Desinfección y germinación de las semillas

Con el objeto de obtener plántulas en condiciones asépticas, que permitieran la mejor respuesta de los explantes in vitro, se probaron dos métodos de desinfección-germinación:

a) Desinfección con cloro y germinación en medio de cultivo: se eliminó la testa de 50 semillas en forma mecánica, para posteriormente sumergirlas en agua corriente por 24 horas; después, se desinfectaron con una solución de blanqueador doméstico (1.8% v/v de cloro activo) durante 20 min, y se les aplicaron tres enjuagues con agua destilada esterilizada. Las semillas se mantuvieron a 4 °C durante 48 h (estratificación), dándoles luego una segunda desinfección con cloro a 1.8% durante 20 min, seguida de tres últimos enjuagues con agua destilada esterilizada. En condiciones asépticas los embriones se disecaron y se colocaron horizontalmente en cajas de Petri con el medio 4 (SH con 5.6 mg $L^{-1}$ de BA), en el que permanecieron durante siete días.

b) Desinfección y germinación en peróxido de hidrógeno: cincuenta semillas se escarificaron, con ayuda de una lija, por la parte micropilar y se colocaron en un matraz Erlenmeyer que contenía una solución de peróxido de hidrógeno a 3% (v/v), el cual se cubrió con papel aluminio. La solución se renovó cada dos días hasta la emergencia de la radícula (siete días).

Una vez que las semillas provenientes de ambos tipos de tratamiento germinaron, se les disecaron los cotiledones y se colocaron en cajas de Petri con el medio 4.

## Selección de explantes

Se probaron embriones completos germinados en medio de cultivo y cotiledones provenientes de éstos, así como de semillas que germinaron en peróxido de hidrógeno a 3% (v/v). Los explantes fueron disecados y colocados en cajas de Petri con medio 4.

Cuadro 1. Composición de los medios utilizados para la formación de brotes adventicios de *P. maximartinezii* a partir de cotiledones.

| Medio | Sales y vitaminas | Sacarosa (%) | Reguladores de crecimiento (mg $L^{-1}$) |
|---|---|---|---|
| 1 | 50% SH | 2.0 | |
| 2 | SH | 3.0 | |
| 3 | SH | 3.0 | BA, 2.2 |
| 4 | SH | 3.0 | BA, 5.6 |
| 5 | SH | 3.0 | BA, 11.2 |
| 6 | SH | 3.0 | BA, 16.8 |
| 7 | GD | 2.0 | ANA, 0.5<br>AIB, 0.05 |
| 8 | GD | 2.0 | ANA, 0.5<br>AIB, 1.0 |
| 9 | GD | 2.0 | ANA, 1.0<br>AIB, 2.0 |
| 10 | GD | 2.0 | AIB, 3.0 |
| 11 | GD | | AIB, 5.0 |
| 12 | GD | | |

SH, Schenk y Hildebrandt (1972), modificado por Reilly y Washer (1977); GD, Gresshoff y Doy (1972), modificado por Reilly y Washer (1977); BA, $N^6$-benciladenina; ANA, ácido α-naftalenacético; AIB, ácido indolbutírico.

## Efecto de la benciladenina en la inducción de los brotes adventicios

Los cotiledones obtenidos de las semillas que germinaron en peróxido de hidrógeno se colocaron en forma horizontal en el medio de cultivo, de los cuales 200 se pusieron en cajas de Petri con los medios 3, 4, 5 y 6 (SH adicionado con 2.2, 5.6, 11.2 y 16.8 mg $L^{-1}$ de BA, respectivamente). Se contó el número de los que formaron brotes a las nueve semanas y la cantidad de éstos que se diferenciaron en cada cotiledón después de 14 semanas de iniciado el experimento.

## Desarrollo de los brotes

Una vez que los brotes adventicios se formaron en la superficie de los cotiledones, estos últimos se transfirieron a cajas de Petri con medio 2 (SH sin reguladores

del crecimiento). Cuatro semanas después, los explantes fueron divididos en 3 a 5 partes y se cultivaron en frascos de 250 ml de capacidad, con 30 ml de este mismo medio. Los cotiledones con yemas adventicias se trasladaron al mismo medio fresco cada cuatro semanas. Cuando los vástagos alcanzaron una longitud aproximada de 0.6 cm, se separaron del explante inicial y se colocaron individualmente en tubos de ensaye de cristal de 80 x 20 mm, con 15 ml de medio 1 (SH a 50%).

Enraizamiento

Cuarenta y cinco brotes de 2.0 a 2.5 cm de longitud se cultivaron individualmente en tubos de ensaye (80 x 20 mm) con 15 ml del medio Gresshoff y Doy (GD) con 0.0 a 2.0 mg $L^{-1}$ de ácido α-naftalenacético (ANA) y 0.05 a 5.0 mg $L^{-1}$ de ácido indolbutírico (AIB) (medios 7, 8, 9, 10 y 11) (Cuadro 1). Cada 10 días, durante 30 jornadas, 15 de éstos se transfirieron al medio GD sin reguladores (medio 12), para promover el crecimiento de raíces.

Condiciones de incubación de los cultivos

Todos los cultivos fueron incubados en un cuarto de ambiente controlado a 27 ± 2 °C y fotoperíodo de 16 horas (lámparas de luz blanca fría fluorescente, con intensidad lumínica de 25 µmol $m^{-2}$ $s^{-1}$).

Diseño experimental y análisis estadístico

En la prueba de germinación se empleó un diseño experimental completamente al azar, con dos tratamientos (medio de cultivo y peróxido de hidrógeno) y dos repeticiones, utilizando para cada una de ellas un conjunto de 50 semillas. Las variables de respuesta consideradas fueron: el porcentaje de semillas que germinaron y el número de éstas que mostraron contaminación.

Para evaluar el comportamiento de los dos tipos de explante (embriones y cotiledones) se usó una disposición similar, con dos repeticiones de 25 entes cada una. El efecto de la BA en la inducción de brotes adventicios se estudió utilizando un procedimiento experimental análogo, con cuatro concentraciones de este regulador de crecimiento (2.2, 5.6, 11.2 y 16.8 mg $L^{-1}$), aplicadas a través de los medios 3, 4, 5 y 6, respectivamente (Cuadro 1). Se registró el porcentaje de individuos que emitieron brotes a las nueve semanas de haber iniciado el cultivo; para esta variable se establecieron diez repeticiones y la unidad de estudio se integró con un

grupo de 20 explantes. Adicionalmente, se registró el número de yemas adventicias producidas por explante a las 14 semanas de establecer el cultivo; en este caso se consideraron 13 repeticiones, siendo la unidad de estudio cada cotiledón proveniente de una muestra de aquellos que emitieron brotes. Todos los valores que se registraron en porcentaje se sometieron a una transformación logarítmica de base 10, previo al análisis de varianza, y se utilizó como prueba de comparación de medias la diferencia mínima significativa (DMS, 0.05), expresando los promedios en las unidades originales. Los datos se analizaron mediante el Sistema de Análisis Estadístico (Anónimo, 1999).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Desinfección y germinación de semillas

Un serio problema en este estudio fue el alto índice (80%) de afectación microbiana de las semillas, el cual se superó cuando se les retiró la testa y se sumergieron en dos ocasiones en la solución de hipoclorito de sodio a 1.8% (v/v), o bien cuando se les dispuso a germinar en presencia de peróxido de hidrógeno a 3% (v/v), obteniendo en ambos casos 100 % de ellas libres de infección.

Noventa y seis por ciento de los embriones obtenidos de las semillas desinfectadas con hipoclorito de sodio y colocados en medio de cultivo al momento de ser disecados, germinaron después de siete días, adquiriendo una coloración verde que no fue homogénea para toda la estructura, sino sólo para la parte que no se encontraba en contacto con el medio de cultivo (50%); el resto del embrión permaneció blanco.

El tratamiento con peróxido de hidrógeno es un método utilizado para acelerar la germinación (Takacs, 1964); adicionalmente, Barnett (1977) encontró que éste permitía reducir o eliminar la microflora de las semillas de especies forestales. Tales observaciones se corroboraron con el método empleado en este estudio en el tratamiento de las semillas de *P. maximartinezii*, al resultar sanas durante la germinación y cuando sus cotiledones fueron disecados y establecidos en un medio de cultivo en condiciones asépticas.

Por otra parte, el tratamiento de las semillas con peróxido de hidrógeno permitió la germinación (emergencia de la radícula) de 70% de éstas después del séptimo día, momento en el cual los embriones presentaron diferentes tonalidades. La discrepancia en color se asoció con la del largo de los cotiledones y la del tamaño de la radícula, el blanco correspondió a cotiledones y radícula de menor talla (6 y

3 mm, respectivamente) y el verde intenso a los de mayor longitud (10 y 6 mm, en forma análoga).

A pesar de las diferencias observadas en términos numéricos en los porcentajes de germinación registrados para los dos métodos probados, éstas no fueron estadísticamente significativas, lo que implica que fueron originadas preponderantemente por variación aleatoria más que por aquella atribuible a los tratamientos; sin embargo, todos los cotiledones de las semillas que lograron germinar en peróxido adquirieron color verde; por ello se consideró a este último como el mejor método de germinación y fue el que se empleó en los siguientes experimentos.

Selección de los explantes

Los embriones que germinaron en medio de cultivo (medio 4) crecieron y adquirieron coloración verde a los siete días, pero conforme transcurrió el tiempo sus hipocótilos y cotiledones se hincharon hasta convertirse en una masa amorfa de tejido, de la cual no se diferenciaron brotes adventicios. Después de ocho semanas se tornaron de color café y murieron.

El efecto negativo causado por la presencia de BA (5.6 mg $L^{-1}$) (medio 4) en los embriones de *P. maximartinezii* expuestos a este regulador, inmediatamente después de su disección, concuerda con lo observado por Saborio et al. (1997), quienes cultivaron los de *P. ayacahuite* al momento de ser extraídos del megagametofito, en un medio que contenía BA (2.2 mg $L^{-1}$). Los mencionados autores obtuvieron menos brotes adventicios en esta condición que en un medio carente de BA durante los primeros días de cultivo. No obstante, tal comportamiento contrasta con lo registrado por Villalobos-Amador et al. (2002), quienes cultivaron embriones de *P. maximartinezii* recién disecados en un medio con BA (3.9 mg $L^{-1}$) y lograron la generación de yemas adventicias.

La falta de respuesta morfogenética de los embriones de *P. maximartinezii* a los tratamientos probados en la presente investigación podría deberse no sólo al efecto de la BA, sino al contenido de sales del medio SH, diferente al del MS (Murashige y Skoog, 1962), empleado por Villalobos-Amador et al. (2002), así como al manejo (estratificación) de las semillas antes de disecar y hacer crecer sus embriones en estas condiciones.

Los explantes de cotiledón cultivados en el medio de inducción (medio 4), tanto los que provenían de la germinación en peróxido como en medio de cultivo, se alargaron y engrosaron después de nueve días; sin embargo, algunos de los obtenidos por el segundo método se observaron suculentos y rugosos, volviéndose a la

vez translúcidos, y conforme transcurrió el tiempo se tornaron obscuros y murieron. Los explantes que estuvieron en contacto con el medio durante la germinación no mostraron respuesta morfogenética, y sólo algunos (2%) de los que se mantuvieron alejados de él desarrollaron brotes. En contraste, 32% de los cotiledones obtenidos de semillas que se desarrollaron en peróxido logró diferenciar yemas adventicias.

El análisis estadístico de los resultados indicó que de los distintos tipos de explante probados, los cotiledones de semillas que habían germinado en peróxido mostraron la mejor respuesta a las condiciones de cultivo ensayadas, por lo que fueron usados para estudiar el efecto de la BA en la morfogénesis.

Algunos aspectos que confieren a los cotiledones características favorables como explante (Aitken et al., 1981; Saborio et al., 1997) son: a) la capacidad para establecer mejor contacto con el medio de cultivo debido a su morfología y a que todos los cotiledones de un embrión quedan expuestos al medio nutritivo y no sólo 50% de ellos, como ocurre cuando se usan embriones completos; b) la inducción de brotes adventicios no experimenta fase de callo; c) la distribución de las yemas adventicias y su crecimiento es más homogéneo; d) la tasa de multiplicación se magnifica, particularmente en especies que, como *P. maximartinezii*, cuentan con un alto número de cotiledones por semilla.

Efecto de la benciladenina en la diferenciación de brotes adventicios

Los cotiledones cultivados en las distintas concentraciones de BA probadas (medios 3, 4, 5 y 6) formaron brotes adventicios. El análisis de varianza mostró diferencias altamente significativas entre los niveles de concentración usados (Cuadro 2). Así, 16.8 mg $L^{-1}$ indujeron el mayor porcentaje de cotiledones que produjeron yemas adventicias (53.5) y el número más alto de éstas por explante (29.1), mientras que los cotiledones cultivados en 2.2 mg $L^{-1}$ tuvieron la menor respuesta para ambas variables analizadas. Los resultados anteriores indican que la BA aplicada en forma exógena puede inducir la organogénesis en cotiledones de *P. maximartinezii* al igual que lo encontrado en otras coníferas como *P. pinea*, *P. pinaster* y *P. ayacahuite* (Capuana y Giannini, 1995; Calixto y Pais, 1997; Saborio et al., 1997; Sul y Korban, 2004).

Los cotiledones cultivados en la concentración más baja de BA (medio 3) formaron brotes, especialmente en la zona de corte y las puntas, mientras que el incremento de BA en el medio promovió que un mayor número de células entrara al proceso organogenético y con ello las yemas adventicias se distribuyeron de manera más homogénea en la superficie de los explantes; en el caso de aquellos cultivados

Cuadro 2. Porcentajes de explantes de *Pinus martinezii* que diferenciaron brotes (a las 9 semanas) y el número de éstos por explante (a las 14 semanas) en cuatro medios de cultivo.

| Medio de cultivo | Explantes con brotes (%) | Núm. de brotes por explante |
|---|---|---|
| 3 | 34.5 c | 7.2 c |
| 4 | 44.5 b | 14.3 b |
| 5 | 44.5 b | 17.0 b |
| 6 | 53.5 a | 29.1 a |
| DMS (0.05) | 7.28 | 5.40 |

Promedios con diferente letra en las columnas son estadísticamente diferentes (DMS, 0.05).

en la concentración de BA más alta (medio 6) prácticamente todo el cotiledón logró desarrollar vástagos. Un comportamiento similar lo observaron Biondi y Thorpe (1982) en cotiledones de *P. radiata* y Martínez-Pulido et al. (1992) en *P. canariensis* al usar diferentes concentraciones de BA.

Cabe señalar que aun la concentración más baja de BA (2.2 mg $L^{-1}$) (medio 3) usada permitió triplicar (7 cotiledones de una semilla formaron 7.2 brotes cada uno) (Cuadro 2) la respuesta obtenida por Villalobos-Amador et al. (2002) (14.6 brotes por semilla) al utilizar embriones como explante. De hecho, considerando que la semilla de *P. maximartinezii* posee 20.5 cotiledones en promedio y que 53% de éstos formaron brotes cuando se cultivaron en la concentración más alta de BA empleada (medio 6), sería posible obtener hasta 314 yemas adventicias por semilla en 14 semanas. Dicha tasa de inducción de brotes adventicios no se había dado a conocer antes para ninguna especie de *Pinus*, ya que para *P. echinata*, *P. viginia*, *P. bankisiana*, *P. heldreichi* y *P. tadea* se habían obtenido 39, 91, 14, 16 y 32 brotes por semilla, respectivamente (Jang y Tainter, 1991; Harry y Thorpe, 1994; Stojicic et al., 1999; Tang y Guo, 2001).

## Diferenciación y desarrollo de los brotes

Durante los primeros siete días en presencia de BA, los cotiledones adquirieron un color verde más intenso e incrementaron en un tercio su longitud inicial (10 mm) (Fig. 1A). A los 14 días en cultivo alcanzaron el doble de su longitud y volumen, y a los 21 fue posible observar tejido meristemático en su superficie (protuberancias) (Fig. 1B), a partir del cual se diferenciaron primordios de brote dos semanas más tar-

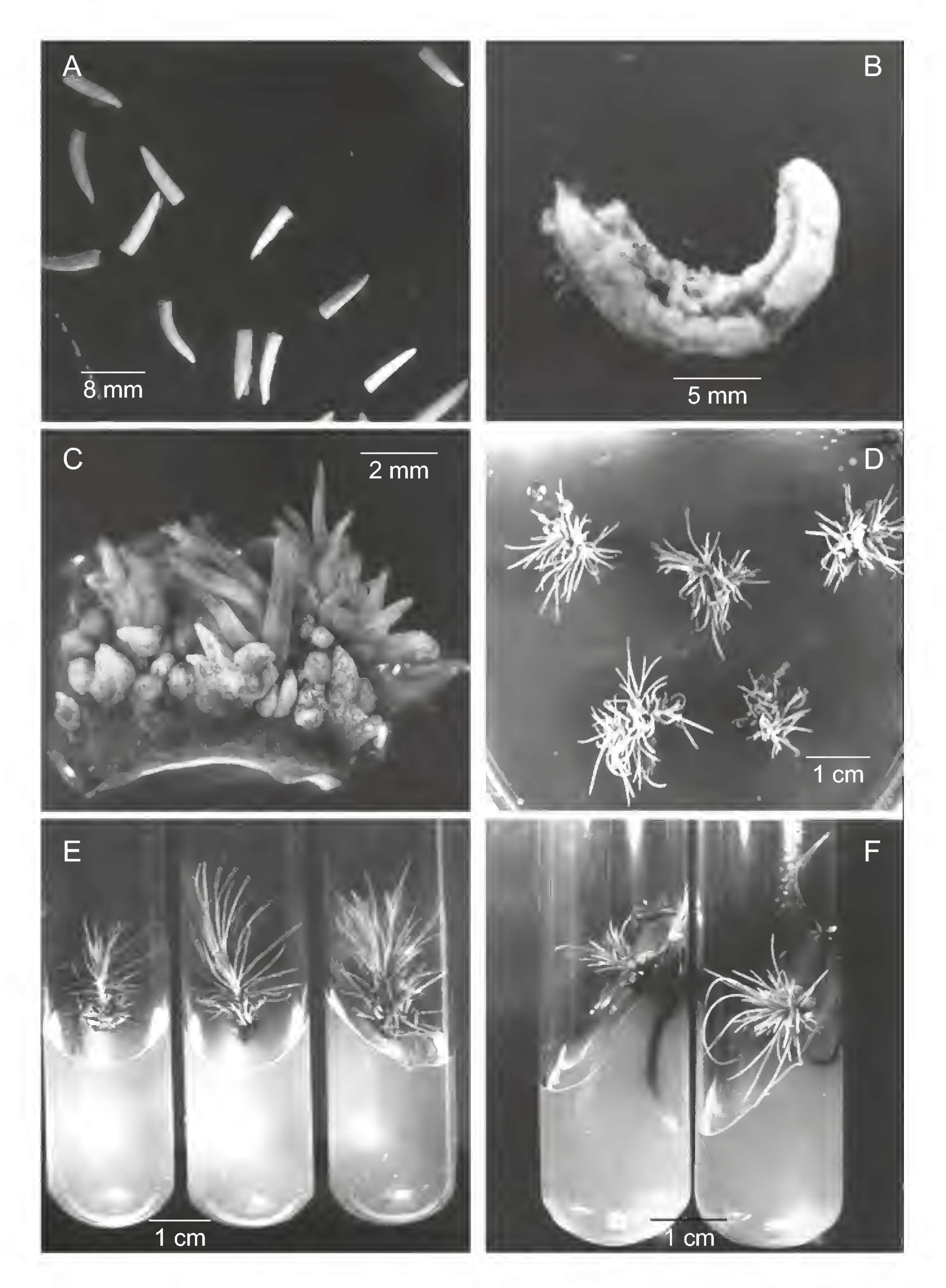



Fig. 1. Diferenciación de brotes adventicios en cotiledones de *P. maximartinezii* en diferentes tiempos del cultivo. A. cotiledones después de siete días en medio con BA; B. formación de tejido meristemático en la superficie de los cotiledones a los 21 días; C. brotes adventicios después de 34 días; D y E. brotes a las 14 y 25 semanas; F. plantas después de 28 semanas.

de (Fig. 1C), mismas que dieron lugar a vástagos cuando se les cultivó en un medio sin BA (medio 2) (Fig. 1D).

Cabe señalar que la transferencia de los explantes al medio sin BA no fue suficiente para el desarrollo de las yemas, ya que sólo algunas lograron crecer en estas condiciones, siendo necesario dividir el cotiledón para promover el crecimiento de un mayor número; así, mientras menor fue la cantidad de brotes unidos al explante, éstos alcanzaron mayor longitud en menos tiempo.

Por otro lado, el tamaño de los brotes al momento de aislarlos del explante y hacerlos crecer individualmente fue importante, ya que los muy pequeños no continuaron su crecimiento, en cambio los que medían 6 mm o más, tuvieron mayor índice de supervivencia (Fig. 1D y 1E).

En *P. maximartinezii* no se observó una diferencia clara en el crecimiento de los brotes inducidos en los distintos niveles de BA y sólo al emplear la dosis más baja (2.2 mg $L^{-1}$), éstos crecieron un poco más rápido. Lo anterior pudo deberse a que los cotiledones cultivados en esta concentración generaron menor número de ellos y, por lo tanto, hubo menos competencia por espacio y nutrientes en relación a los diferenciados en explantes con mayor cantidad de los mismos. Dicha respuesta coincide con lo observado por Von Arnold y Eriksson (1981) en yemas adventicias de *P. contorta* inducidas con concentraciones altas de BA (22 mg $L^{-1}$), las cuales se desarrollaban más lentamente que las formadas en aquellas más bajas (0.2 mg $L^{-1}$).

Por otro lado, los brotes diferenciados en la sección del cotiledón que estuvo en contacto con el medio de cultivo por lo general crecieron hacia el interior del mismo, siendo común que adquirieran un color verde y se volvieran translúcidos y suculentos (hiperhidratación), características que no mostraban los que se formaron en la parte del explante opuesta al agar nutritivo. Brotes similares se generaron en cotiledones de *P. ayacahuite* expuestos a BA (Saborio et al., 1997). La apariencia hiperhidratada se ha asociado con la composición química del agente gelificante, el daño causado a los brotes y la posición de éstos respecto al medio en las fases iniciales de la diferenciación (Nairn et al., 1995; Saborio et al., 1997).

## Enraizamiento

Aunque los brotes adventicios de algunas especies forestales como *P. banksiana* y *P. pinea* desarrollan su sistema radical sin aplicación exógena de auxinas (Harry y Thorpe, 1994; González et al., 1998), o responden positivamente a los tratamientos con estos reguladores de crecimiento, como es el caso de *P. nigra* (López et al., 1996), *P. pinaster* (Calixto y Pais, 1997) y *P. heldreichii* (Stojicic et al., 1999); otros, como

los de *P. pinceana* (Villalobos-Amador et al., 2002), forman raíces en baja proporción (7%) aun después de tratarlos con niveles altos de auxinas (39 mg $L^{-1}$).

En *P. maximartinezii,* a pesar de haber probado varios tratamientos para estimular la formación de raíces, únicamente el medio que contenía 3 mg $L^{-1}$ de AIB (medio 10) logró inducir esta respuesta en 3% de los brotes (Fig. 1F). Por otra parte, el empleo de ANA solo o en combinación con AIB promovió la formación de callo en la zona del vástago que se encontraba en contacto con el medio de cultivo. Esta masa de células indiferenciadas se hizo más evidente cuando los brotes se expusieron a estas auxinas por tiempos prolongados, como lo indican Villalobos-Amador et al. (2002), y en ocasiones su crecimiento fue tal que se extendió a las hojas basales.

Los resultados obtenidos confirman lo observado por Villalobos-Amador et al. (2002), quienes informan que los brotes adventicios de *P. maximartinezii* (diferenciados a partir de embriones), mostraron baja eficiencia de enraizamiento. Dichos autores probaron cinco distintas concentraciones y combinaciones de fitorreguladores (BA, AIB y ANA) y sólo lograron inducir raíces en 13% de los brotes después de mantenerlos durante 4 h en presencia de 39 mg $L^{-1}$ de AIB y 9.6 mg $L^{-1}$ de BA.

Se ha propuesto que la capacidad de enraizamiento está relacionada con el tipo de citocinina usada para la inducción de yemas adventicias. Al respecto, Webb y Street (1977) observaron que los brotes de *Pinus contorta* y *Picea sitchensis* formaban más raíces cuando empleaban para su diferenciación 2-iP (2-isopentenilladenina) o cinetina (6-furfurilaminopurina), que cuando se utilizaba BA. También encontraron que las citocininas con capacidad alta para promover la formación de yemas, inhibían la generación de raíces.

Los resultados del presente trabajo permiten vislumbrar al cultivo de tejidos como una herramienta valiosa en la propagación de *P. maximartinezii*, ya que esta tecnología hace de la semilla una forma de propagación más eficiente, aspecto relevante si se considera que la sobrecosecha y el comercio de sus semillas son algunos factores que amenazan la supervivencia de esta especie.

El protocolo aquí usado muestra que un manejo distinto al empleado por otros autores (Villalobos-Amador et al., 2002), tanto de las condiciones de germinación de las semillas (en peróxido), como de los niveles de los reguladores de crecimiento utilizados para la inducción (BA), así como del uso de cotiledones como explante, puede generar una forma alternativa de propagación in vitro de *P. maximartinezii*, que permita incrementar la tasa de multiplicación de las semillas de este taxon. Dicha aptitud podría reducir el riesgo de extinción al que se enfrenta tal piñonero, dado que la tasa reproductiva es uno de los parámetros más importantes que contribuyen a que una especie se establezca exitosamente en un nicho ecológico.

## CONCLUSIONES

El protocolo desarrollado es eficiente para la diferenciación de brotes adventicios de *Pinus maximartinezii* en relación con lo reportado hasta ahora en la literatura.

El uso de cotiledones como explante supera significativamente la respuesta obtenida con embriones. Los brotes adventicios obtenidos pueden, aunque en baja proporción, formar raíces y con ello dar lugar a plantas nuevas.

La propagación in vitro podría formar parte de un programa de conservación de esta especie, debido a la alta tasa de multiplicación que se obtiene con la aplicación del presente protocolo.

## LITERATURA CITADA

Aitken, J., K. J. Horgan y T. A Thorpe. 1981. Influence of explant selection on the shoot-forming capacity of juvenile tissue of *Pinus radiata*. Can. J. For. Res. 11: 112-117.

Anónimo. 1999. Procedures guide. Version 8. SAS Institute. Cary, N.C., U.S.A. 1643 pp.

Anónimo. 2002. Norma oficial mexicana NOM-059-ECOL-2001. Instituto Nacional de Ecología-Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. México, D.F. 88 pp.

Ashihara, H., N. Loukanina, C. Stasolla y T. A. Thorpe. 2001. Pyrimidine metabolism during somatic embryo development in white spruce (*Picea glauca*). J. Plant Physiol. 158: 613-621.

Barnett, J. P. 1977. Sterilizing southern pine seed with hydrogen peroxide. Tree Planter´s Notes 27: 17-19.

Biondi, S. y T. A. Thorpe. 1982. Growth regulator affects metabolite changes in respiration during shoot initiation in cultured cotyledon explants of *Pinus radiata*. Bot. Gaz. 143: 20-25.

Calixto, F. y M. S. Pais. 1997. Adventitious shoot formation and plant regeneration from *Pinus pinaster* Sol. ex Aiton. In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant 33: 119-124.

Capuana, M. y R. Giannini. 1995. *In vitro* plantlet regeneration from embryonic explants of *Pinus pinea* L. In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant 31: 202-206.

Donahue, J. K. y C. Mar-López. 1995. Observations on *Pinus maximartinezii* Rzed. Madroño 42: 19-25.

González, M. V., M. Rey, R. Tavazza, S. La Malfa, L. Cuozzo y G. Ancora. 1998. *In vitro* adventitious shoot formation on cotyledons of *Pinus pinea*. HortSci. 33: 749-750.

Gresshoff, P. M. y C. H. Doy. 1972. Development and differentiation of haploid *Lycopersicon esculentum* (tomato). Planta 107: 161-170.

Harry, I. S. y T. A. Thorpe. 1994. Regeneration of plantlets through organogenesis from mature embryos of jack pine. Plant Cell Tiss. Organ. Cult. 37: 159-164.

Jang, J. C. y F. H. Tainter. 1991. Micropropagation of shortleaf, Virginia and loblolly x shortleaf pine hybrids via organogenesis. Plant Cell Tiss. Org. Cult. 25: 61-67.

Lambardi, M., K. K. Sharma y T. A. Thorpe. 1991. *In vitro* regeneration of shoot buds and plantlet formation from mature embryos of *Pinus halepensis* Mill. Acta Hort. 289: 123-124.

Lelu, M. A., C. Bastien, A. Drugeault, M. L. Gouez y K. Klimaszewska. 1999. Somatic embryogenesis and plantlet development in *Pinus sylvestris* and *Pinus pinaster* on medium with and without growth regulators. Physiol. Plant. 105: 719-728.

López, M., J. Pacheco, R. Rodríguez y R. Ordás. 1996. Regeneration of plants from isolated cotyledons of salgareño pine (*Pinus nigra* Arn. ssp. *salzmannii* (Dunal) Franco. In Vitro Cell. Dev. Biol. Plant 32: 109-114.

López-Mata, L. 2001. Proteins, amino acids and fatty acids composition of nuts from the Mexican endemic rarity, *Pinus maximartinezii*, and conservation implications. Interciencia 26: 606-610.

Martínez-Pulido, C., I. S. Harry y T. A. Thorpe. 1992. Optimization of bud induction in cotyledonary explants of *Pinus canariensis*. Plant Cell Tiss. Organ Cult. 29: 247-255.

Martínez-Pulido, C., I. S. Harry y T. A. Thorpe. 1994. Effect of various bud induction treatments on elongation and rooting of adventitious shoots of Canary Island pine (*Pinus canariensis*). Plant Cell Tiss. Organ Cult. 39: 225-230.

Murashige, T. y F. Skoog. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassay with tobacco tissue culture. Physiol. Plant. 15: 473-479.

Nairn, B. J., R. H. Furneaux y T. T. Stevenson. 1995. Identification of an agar constituent responsible for hydric control in micropropagation of radiata pine. Plant Cell Tiss. Organ Cult. 43: 1-11.

Pelletier, G. y S. Laliberté. 2000. Effect of embryo orientation on the developmental sequence of adventitious organogenesis in jack pine (*Pinus banksiana* Lamb.). Can. J. Bot. 78: 1348-1360.

Reilly, K. y J. Washer. 1977. Vegetative propagation of radiata pine by tissue culture: plantlet formation from embryonic tissue. New Zeal. J. For. Sci. 7: 199-206.

Saborio, F., W. S. Dvorak, J. K. Donahue y T. A. Thorpe. 1997. *In vitro* regeneration of plantlets from mature embryos of *Pinus ayacahuite*. Tree Physiol. 17: 787-796.

Schenk, R. U. y A. C. Hildebrandt. 1972. Medium and techniques for induction and growth of monocotyledonous and dicotyledonous plant cell cultures. Can. J. Bot. 50: 199-204.

Stojicic, D., S. Budimir y L. Culafic. 1999. Micropropagation of *Pinus heldreichii*. Plant Cell Tiss. Organ Cult. 59: 147-150.

Sul, I. W. y S. S. Korban. 2004. Effects of salt formulations, carbon sources, cytokinins, and auxin on shoot organogenesis from cotyledons of *Pinus pinea* L. Plant Growth Regulation 43: 197-205.

Takacs, E. A. 1964. Utilización del agua oxigenada concentrada para estimular la germinación de *Pinus taeda* L. Suplemento Forestal del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Buenos Aires, Argentina. 46 pp.

Tang, W. y Z. Guo. 2001. *In vitro* propagation of loblolly pine via direct somatic organogenesis from mature cotyledons and hypocotyls. Plant Growth Regulation 33: 25-31.

Tang, W., L. C. Harris, V. Outhavong y R. J. Newton. 2004. The effect of different plant growth regulators on adventitious shoot formation from Virginia pine (*Pinus virginiana*) zygotic embryo explants. Plant Cell Tiss. Organ Cult. 78: 237-240.

Villalobos-Amador, E., G. Rodríguez-Hernández y E. Pérez-Molphe-Balch. 2002. Organogenesis and *Agrobacterium rhizogenes*-induced rooting in *Pinus maximartinezii* Rzedowski and *P. pinceana* Gordon. Plant Cell Rep. 20: 779-785.

Von Arnold, S. y T. Eriksson. 1981. *In vitro* studies of adventitious shoot formation in *Pinus contorta*. Can. J. Bot. 59: 870-874.

Webb, K. J. y H. E. Street. 1977. Morphogenesis *in vitro* of *Pinus* and *Picea*. Acta Hort. 78: 259-269.

Recibido en noviembre de 2007.

Aceptado en julio de 2009.

*Acta Botanica Mexicana* 89: 63-78 (2009)

# EFECTO DE LAS MICORRIZAS ARBUSCULARES EN EL CRECIMIENTO, FOTOSÍNTESIS Y ANATOMÍA FOLIAR DE PLANTAS JÓVENES DE *AGAVE TEQUILANA*

Eulogio Pimienta-Barrios[1], Julia Zañudo-Hernández[1] y Eduardo López-Alcocer[2]

[1]Universidad de Guadalajara, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Departamento de Ecología, km 15.5 carretera a Nogales, 45110 Las Agujas, Zapopan, Jalisco, México.
epimient@cucba.udg.mx
[2]Universidad de Guadalajara, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Departamento de Ciencias Ambientales, km 15.5 carretera a Nogales, 45110 Las Agujas, Zapopan, Jalisco, México.

## RESUMEN

Se evaluó el efecto de la simbiosis de hongos micorrícicos vesículo arbusculares (MVA) en el crecimiento, la fotosíntesis estacional y la anatomía foliar en plantas jóvenes de *Agave tequilana*. Éstas se establecieron en macetas y fueron inoculadas con una de dos cepas de hongos MVA: *Glomus fasciculatum* (Gf) o *Glomus intraradices* (Gi), para su comparación con testigos sin inoculación. Para la evaluación de estos tratamientos se usó un diseño experimental completamente al azar, con seis repeticiones, en un total de 18 unidades experimentales. Las variables fisiológicas y morfológicas evaluadas fueron: tasa de fotosíntesis, número de hojas jóvenes, longitud, ancho y grosor de hojas maduras, y porcentaje de colonización de raíces por hongos MVA. La inoculación incrementó la fotosíntesis, siendo ésta mayor en individuos tratados con la cepa Gi que con la Gf y las plantas testigo, lo cual se relacionó con un aumento en el grosor del mesófilo, que fue más notable en el clorénquima. Sin embargo, las micorrizas no afectaron las variables relacionadas con el crecimiento, la longitud y el ancho de las hojas.

Palabras clave: *Agave tequilana*, anatomía foliar, crecimiento, fotosíntesis estacional, Metabolismo Ácido de las Crasuláceas, simbiosis micorrícica.

## ABSTRACT

The effect of vesicular arbuscular micorrhizal symbiosis (VAM) in growth, seasonal photosynthesis, and foliar anatomy was evaluated on young plants of *Agave tequilana*. These were established in pots and inoculated with one of two strains of VAM fungi: *Glomus fasciculatum* (Gf) or *Glomus intraradices* (Gi), and compared with control plants without inoculation. To evaluate these treatments a completely randomized experimental design was used with six replications and 18 experimental units. The physiological and morphological variables evaluated were: photosynthetic rate, number of young leaves, length and thickness of mature leaves, and percentage of root colonization by VAM fungi. The inoculation increased photosynthetic rate, which was highest in plants inoculated with the Gi strain than both those inoculated with the Gf and the control plants, and it was related with an increase in mesophyll thickness that was most noticeable in the chlorenchyma tissue. However, the variables related to growth, length and width of leaves were unaffected.


Key words: *Agave tequilana*, Crassulacean Acid Metabolism, growth, leaf anatomy, mycorrhizal symbiosis, seasonal photosynthesis.

## INTRODUCCIÓN

La historia evolutiva de las plantas vasculares indica una estrecha asociación simbiótica con microorganismos del suelo (Morton, 2000; Trappe, 2005; Wang y Quiu, 2006). Una de las relaciones más ampliamente estudiadas es la simbiosis micorrícica vesículo arbuscular (MVA), que es una vinculación entre hongos biotróficos del orden Glomales (clase Zygomycetes) y el sistema radical de los vegetales (Morton y Benny, 1990). Las estructuras comunes de los hongos MVA en la raíz de las plantas que colonizan son: vesícula, arbúsculo, hifa y micelio externo (Smith y Read, 1997). Aunque cada uno de estos elementos desempeña un papel importante en la simbiosis micorrícica (Ferrera-Cerrato y González-Chávez, 1998), el arbúsculo se considera como la estructura más importante desde el punto de vista fisiológico, ya que en ésta se lleva a cabo el intercambio nutricional entre el hongo y el hospedero (Orcutt y Nilsen, 2000).

La mutua dependencia del organismo hospedante y del huésped (hongos MVA) consiste en que el primero representa una fuente directa de carbono y nitrógeno, elementos indispensables para el desarrollo del segundo; por su parte, el huésped forma una red fúngica laxa con desarrollo intra e intercelular en la corteza

radical de la planta, que se extiende hacia su entorno. Mediante este retículo las raíces absorben agua y minerales (sobre todo fósforo) en regiones del suelo que están fuera de los límites naturales de exploración radical y que son transportados a los diferentes órganos del vegetal. Tal proceso favorece su desarrollo, pues se incrementa la provisión de estos recursos, lo que se refleja en una mayor eficiencia fotosintética y una menor incidencia de organismos patógenos (Safir, 1990; Kyde y Gould, 2000). Además, los hongos MVA modifican las relaciones hídricas de las plantas mediante diferentes mecanismos, los cuales incluyen una ampliación en el área de superficie de raíces micorrícicas, regulación estomática y una menor resistencia en el transporte del agua y los solutos, mejorando su movilidad en el hospedero. Todo esto se refleja en un incremento en la conductividad hidráulica (Ruiz-Lozano y Azcón, 1995; Orcutt y Nilsen, 2000).

Los estudios sobre los efectos de la simbiosis micorrícica en la fisiología de plantas con metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM, siglas en inglés), como es el caso de *Agave tequilana*, son escasos en comparación con las del tipo $C_3$ (Cui y Nobel, 1992; Pimienta-Barrios et al., 2003). El presente trabajo se realizó después de que uno de los autores (Pimienta-Barrios) llevara a cabo observaciones que mostraron que la especie mencionada incrementó su desarrollo en respuesta a la inoculación con hongos micorrícicos; sin embargo, no se especificaron algunos de los posibles efectos de tal reacción. Por lo tanto, en esta investigación se evaluó el efecto de dos cepas fúngicas MVA en el crecimiento, la anatomía foliar y la fotosíntesis en *A. tequilana*, con el propósito de determinar la existencia de una correlación entre ellos.

## MÉTODOS

### Descripción del sitio de estudio

Este estudio se efectuó de septiembre de 1999 a noviembre de 2000 en el campo experimental del Departamento de Ecología de la Universidad de Guadalajara en Zapopan, Jalisco, México, ubicado en 20°5' N, 103°32' O, a 1420 m de altitud. De acuerdo con la clasificación de Köppen modificada por García (1981), el clima es del tipo $Aw_0$(w)(e)g, que se caracteriza por ser subhúmedo, con 930 mm de precipitación pluvial en promedio anual, de la cual la mayor parte (alrededor de 90%) se presenta en el verano (junio-octubre), con lluvias escasas en invierno. La temperatura promedio anual es de 21 °C, con una oscilación en el año entre 7 y 28 °C.

Los datos de precipitación y de temperaturas máximas y mínimas durante el experimento se obtuvieron de la Quinta Base Aérea Militar Mexicana, que se ubica a 10 km del sitio de estudio, y los datos climáticos históricos de 1990 al 2006 los proporcionó la Comisión Nacional del Agua (CONAGUA).

Establecimiento del experimento

El 12 de febrero de 1999 se trasplantaron hijuelos de *A. tequilana* de dos años de edad en 18 recipientes de plástico (20 l de capacidad), los cuales estaban llenos hasta la mitad con suelo de textura franco-arenosa, pH 5.5 y 3.1% de materia orgánica, proveniente del sitio de recolección de las plantas y previamente desinfectado con bromuro de metilo. Después se combinaron con él 100 g de inóculo de una de dos cepas de hongos micorrícicos vesículo arbusculares (MVA), para establecer los dos siguientes tratamientos: (1) *Glomus fasciculatum* (Gf) y (2) *Glomus intraradices* (Gi), además del control (T), consistente en plantas con suelo sin inocular. En seguida, se trasplantó un hijuelo de agave por recipiente. Posteriormente se agregó otra porción de suelo y se les regó con 2 l de agua cada tercer día durante los primeros tres meses (febrero a mayo de 1999) hasta el comienzo del periodo de lluvias en junio. Para evaluar los tratamientos se utilizó un diseño experimental completamente al azar, con seis repeticiones.

En cada uno de ellos se realizaron las siguientes determinaciones:

1. Fotosíntesis estacional. Las tasas instantáneas de asimilación de $CO_2$ se registraron cada 2 h en periodos de 24 h con un sistema portátil de medición de intercambio de gases (LI-COR LI-6200), en seis hojas de diferentes plantas, en las fechas siguientes: 15-16 septiembre, 12-13 noviembre de 1999, 14-15 enero, 17-18 marzo, 30-31 mayo, 19-20 julio, 1-2 septiembre y 29-30 noviembre de 2000. La cámara original para registrar el intercambio de gases de 0.25 l fue modificada para poder realizar la medición en hojas suculentas (Raveh et al., 1998; Pimienta-Barrios et al., 2001).

Los valores de asimilación neta diaria de $CO_2$ se obtuvieron mediante la estimación con integrales del área de valores positivos de incorporación (tasas instantáneas > 0) y los de asimilación negativa (tasas instantáneas < 0). A los valores de ganancia positiva se les restaron los negativos para obtener los totales para un periodo de 24 h.

2. Colonización por hongos MVA. Para evaluar esta variable, se recolectaron raíces formadas al inicio de las lluvias, conocidas como "raíces de lluvia" (Nobel, 1988), las cuales fueron fijadas en FAA (formaldehído:ácido acético: etanol 10:5:85)

y aclaradas en una solución de KOH (10%), para su ablandamiento en una autoclave por 10 min a 10 libras. Esta solución se decantó y las raíces se lavaron para agregarles HCl (3%). Por último, se tiñeron con azul de tripano (0.05%) en lactoglicerol (Phillips y Hayman, 1970). El porcentaje de colonización micorrícica se evaluó en 10 segmentos de raíz de 1 cm, aplicando el método descrito por McGonigle et al. (1990) y con ayuda de un microscopio Zeiss.

3. Características anatómicas. Se hicieron cortes transversales con la ayuda de una navaja de rasurar y éstos se tiñeron con azul de toluidina (0.5%). Se midió el espesor del clorénquima y parénquima medular.

4. Crecimiento vegetativo. De septiembre de 1999 a noviembre de 2000 se midió cada mes el crecimiento vegetativo, mediante el registro del número de hojas que se formaron en el ápice de la planta ("cogollo") y la medición de la longitud, el ancho y el espesor de las mismas.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En 1999 los promedios mensuales diarios de las temperaturas mínimas durante el periodo en estudio oscilaron entre 4 y 15 °C durante la noche, y las máximas entre 25 y 29 °C durante el día, mientras que en el año 2000 variaron de 5 a 17 °C en la noche y 26 a 34 °C en el día. Estos datos difieren de manera notable de los promedios mensuales registrados de 1990 a 1998, ya que en esos años la temperatura mínima osciló de 9 a 19 °C durante la noche y de 27 a 36 °C durante el día (Anónimo, 2006). Los meses más cálidos fueron abril y mayo en 2000. Las noches más frías se presentaron en noviembre y diciembre de 1999, y en enero y febrero de 2000 (Fig. 1). El inicio del periodo de lluvias varió entre los años, ya que en algunos (1991, 1993 y 1998) comenzó en junio. En 2000, las primeras precipitaciones se presentaron en mayo y se incrementaron durante el verano; en 1999 y 2000 la temporada de lluvias terminó en octubre. La precipitación pluvial total en 2000 fue de 1009 mm (Fig. 1). Este valor fue mayor que el que se presentó en 1993 (820 mm) y cercano al de 1997 (1146 mm) (Anónimo, 2006).

En el Cuadro 1 se muestran los porcentajes de colonización en las raíces finas de *Agave tequilana* inoculadas con las cepas Gf y Gi de julio a octubre de 1999. Los números indican la ausencia de esta acción en T y su incremento de julio a septiembre, llegando a un valor de 47% para Gf y de 57% para Gi. Su disminución en octubre se atribuye al hecho de que al final del verano las raíces inician su senescencia y es el momento en que termina la actividad de la simbiosis micorrícica (Nobel, 1988).

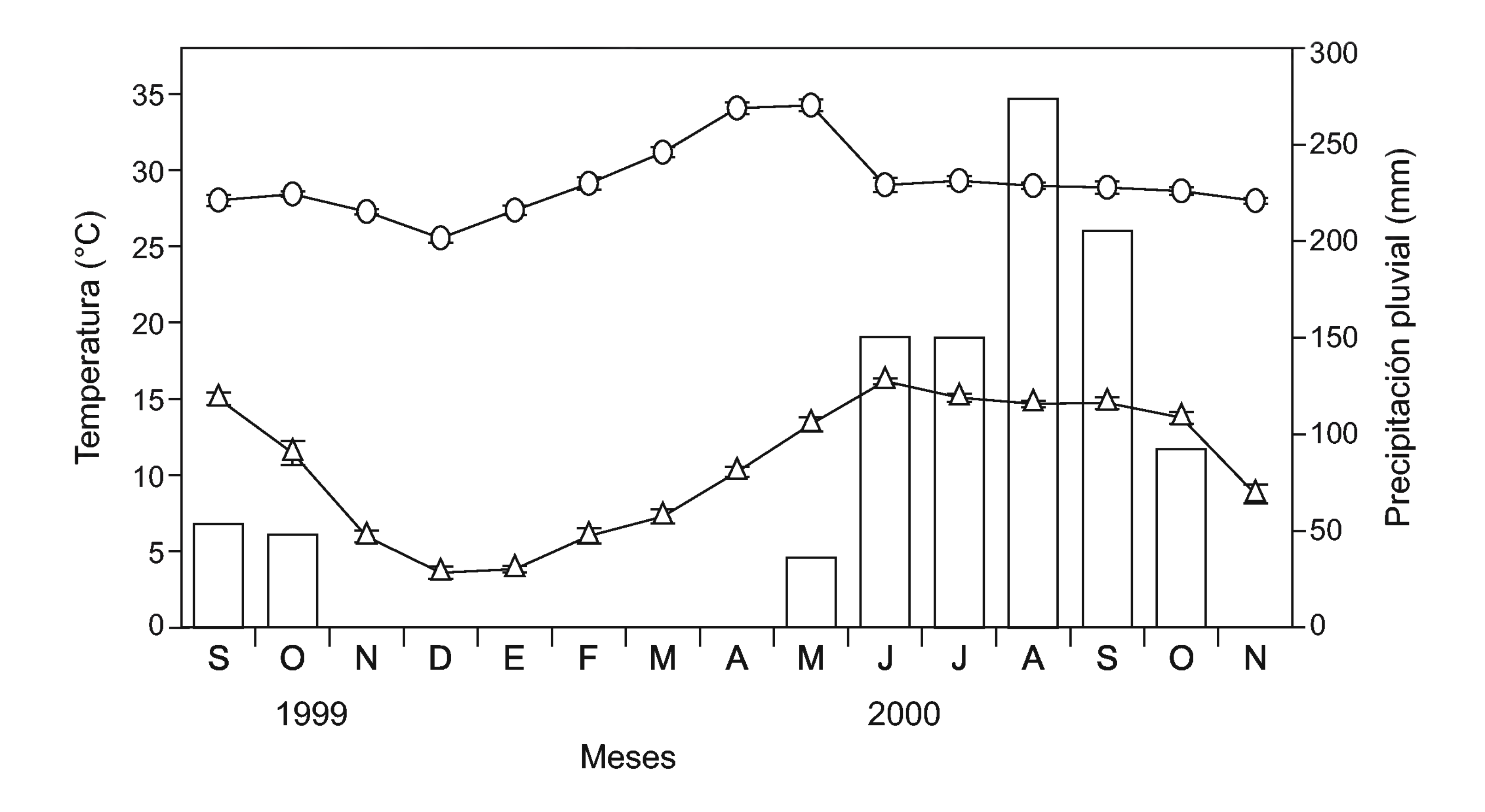



Fig. 1. Temperatura mínima (Δ) y máxima (O) en promedio mensual, precipitación pluvial (barras) registradas en la localidad de Las Agujas municipio de Zapopan, Jalisco de septiembre de 1999 a noviembre de 2000. Promedios ± ee (n=30).

Cuadro 1. Porcentaje de colonización de raíces finas por hongos MVA en *Agave tequilana* durante el periodo de julio a octubre de 1999.

| Tratamiento | Colonización (%) | | | |
|---|---|---|---|---|
| | Jul | Ago | Sep | Oct |
| *G. fasciculatum* | 61a | 65a | 90a | 70a |
| *G. intraradices* | 59a | 63a | 93a | 72a |
| Testigo | 0 | 0 | 0 | 0 |

Los valores de colonización por hongos micorrícicos observados en *A. tequilana* fueron superiores a los reportados para *Agave deserti* por Cui y Nobel (1992), especie en la que alcanzaron un máximo de 64%; dichos autores relacionaron este valor con un incremento de 19% en la asimilación de $CO_2$ y atribuyeron tal respuesta a que la simbiosis micorrícica mejora la absorción de agua y nutrimentos.

Por otro lado, en *Opuntia robusta* la supresión de la colonización de las raíces por hongos MVA con la aplicación del fungicida benlate en su rizósfera causó una reducción de 30% en la fotosíntesis en comparación con las plantas sin el mencionado tratamiento. Sin embargo, no hubo diferencias en la absorción de fósforo y agua entre las plantas a las que se aplicó benlate y a las que esto no se hizo (Pimienta-Barrios et al., 2003). En contraste, en *Opuntia robusta* la supresión de la colonización de hongos MVA por el fungicida redujo la fotosíntesis en 30% (Pimienta-Barrios et al., 2003), pero esta disminución no se imputó a que la simbiosis micorrícica mejoró la absorción de agua y nutrimentos, como fue observado en *Agave deserti*.

Durante 1999, el valor máximo de asimilación neta diaria de $CO_2$ se detectó en septiembre con Gi (321 mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$), seguido de Gf (257 mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$), mientras que el menor se registró en T (222 mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$). En cambio, se redujo de manera significativa en noviembre, en particular en los individuos inoculados con Gf y en T, en los que se observaron valores negativos (-35.0 mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$ y -120 mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$ respectivamente), mientras que en el tratamiento Gi se presentó una asimilación positiva relativamente baja (28 mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$) (Fig. 2). Dicha disminución se debe a que en este mes se registraron tasas fotosintéticas negativas durante el día, que se prolongaron durante las primeras horas de la noche (Figs. 3, 4, y 5). En Gf y T las tasas de asimilación positiva después de la medianoche fueron iguales o inferiores a 1.0 µmol $m^{-2}$ $s^{-1}$ (Figs. 3 y 5); en contraste, en Gi fueron más altas y oscilaron entre 1.0 y 7 µmol $m^{-2}$ $s^{-1}$ (Fig. 4). Esta reducción fue causada por una baja brusca en la temperatura (4 °C) cuando todavía el ambiente estaba todavía cálido y sugiere que las plantas de *A. tequilana* no tuvieron oportunidad de aclimatarse a tal descenso; además, indica que esta planta presenta menor resistencia a las temperaturas bajas, en comparación con otras especies de agave (Nobel et al., 1998).

En estudios con *Agave americana* y *Agave tequilana* (Raveh et al., 1998; Pimienta-Barrios et al., 2001) se ha encontrado que la mayor parte de la asimilación de $CO_2$ se presenta durante la noche, cuando las temperaturas son frescas y la humedad relativa es alta. Estas condiciones reducen la pérdida de agua por transpiración (Nobel, 1994). Sin embargo, los datos sobre la asimilación de $CO_2$ en plantas de *A. tequilana* inoculadas con Gi y Gf, y en T, durante 24 h en la mayoría de los meses evaluados (Figs. 3, 4 y 5) mostraron que además de la absorción nocturna (ruta fotosintética CAM), también se capta $CO_2$ durante el día (al final de la tarde o al amanecer) a través de la ruta fotosintética $C_3$.

La comparación del grosor del tejido fotosintético (clorénquima) con los promedios de asimilación neta diaria de $CO_2$ registrados entre septiembre de 1999 y noviembre de 2000 mostró un incremento del primero en las plantas inoculadas con

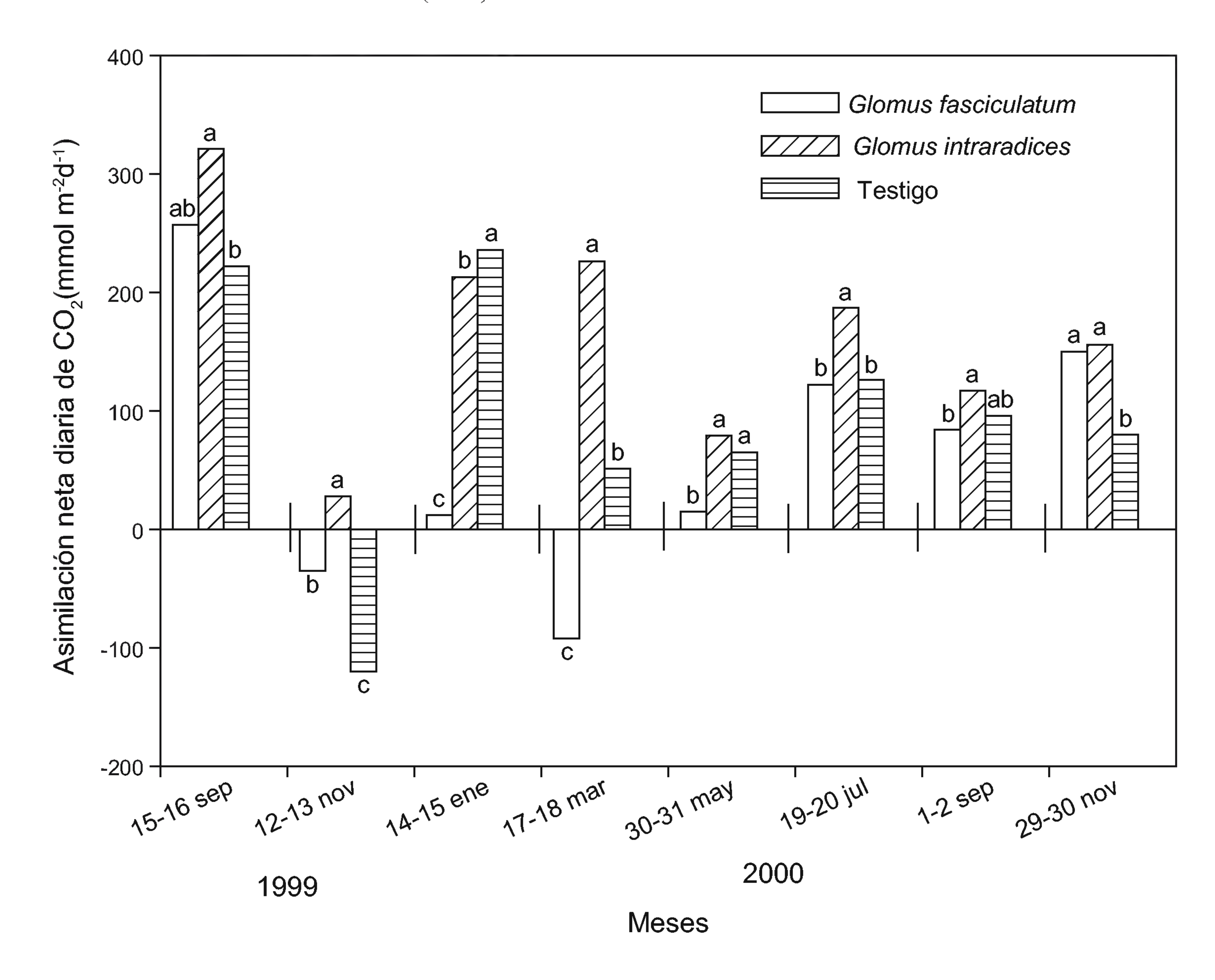



Fig. 2. Valores promedio diarios de asimilación neta diaria de $CO_2$ en *Agave tequilana* registrados de septiembre de 1999 a noviembre de 2000. Barras con diferentes letras son significativamente diferentes según la prueba de Diferencia Mínima Significativa (DMS) ($p \leq 0.05$), n = 6.

Gf y Gi. Este resultado se relacionó con una mayor asimilación diaria de $CO_2$, que alcanzó valores de 77% en plantas con Gi y de 2% con Gf (Cuadro 2) con respecto a T. No obstante que la simbiosis micorrícica incrementó la asimilación anual de carbono y el espesor del clorénquima y de las hojas, no tuvo un efecto positivo en las variables relacionadas con la morfología foliar, como el número, largo y ancho de las hojas (Cuadro 3).

Es probable que el aumento en el espesor esté relacionado con un fomento en la incorporación de nitrógeno, como se encontró en otras especies (Patton y Jones, 1989; Garnier et al., 1999; Slaton y Smith, 2002). Este elemento estimula el crecimiento en los órganos (i.e. las hojas) en desarrollo (MacAdam et al., 1989; Rademacher y Nel-

Cuadro 2. Espesor de clorénquima y promedio de asimilación neta de $CO_2$ de septiembre de 1999 a noviembre de 2000 en plantas jóvenes de *A. tequilana*, inoculadas con dos cepas de hongos micorrícicos.

| Tratamiento | Espesor del clorénquima (mm) | Asimilación neta diaria de $CO_2$ (mmol $m^{-2}$ $d^{-1}$) |
|---|---|---|
| *Glomus intraradices* | 1.6a | 166a |
| *Glomus fasciculatum* | 1.7a | 96b |
| Testigo | 0.9b | 94b |

Valores promedio en una columna en particular seguidos con letras diferentes son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$) por la prueba DMS.

Cuadro 3. Número, largo, ancho y espesor de las hojas en plantas jóvenes de *Agave tequilana* inoculadas con *Glomus fasciculatum* y *G. intrardices* durante el periodo de julio-agosto de 1999.

| Tratamiento | Número | Largo (cm) | Ancho (cm) | Espesor (mm) |
|---|---|---|---|---|
| *G. fasciculatum* | 16a | 46b | 4.93a | 2.1b |
| *G. intraradices* | 13a | 52a | 4.54a | 2.6a |
| Testigo | 12a | 54a | 4.89a | 2.3b |

Valores promedio en una columna en particular seguidos con letras diferentes son estadísticamente diferentes ($p \leq 0.05$) por la prueba DMS.

son, 2001). El aumento en el espesor foliar en *A. tequilana* se puede atribuir a que la simbiosis micorrícica mejora de forma notable la absorción de los minerales del suelo (Smith y Read, 1997; Clark y Zeto, 2000). Sin embargo, el ensanchamiento también podría deberse a un efecto hormonal, ya que la simbiosis micorrícica estimula la actividad metabólica radical y probablemente aumente la síntesis de citocininas en las raíces, donde se lleva a cabo este proceso (Salisbury y Ross, 1992; Srivastava, 2002). Las mencionadas fitohormonas activan la división celular y por consecuencia el crecimiento de diferentes órganos de la planta (Walch-Liu et al., 2000), como las hojas, donde además promueven la formación de cloroplastos e inducen la biosíntesis de clorofila (Srivastava, 2002). Lo anterior sugiere que los efectos estructurales y fisioló-

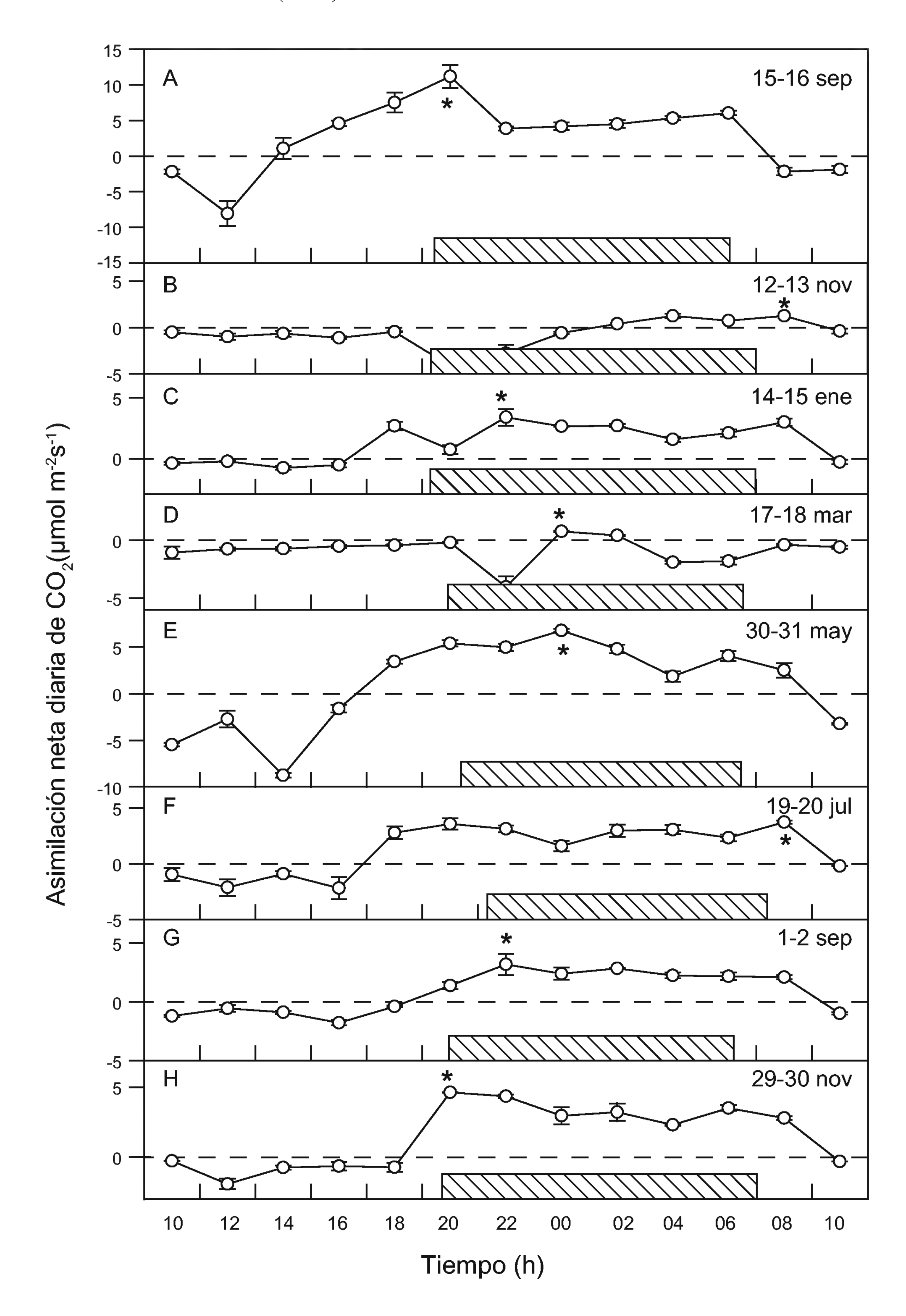



Fig. 3. Asimilación neta diaria de $CO_2$ durante 24 h en plantas jóvenes de *Agave tequilana* inoculadas con el hongo micorrícico *Glomus fasciculatum*. Lecturas tomadas de septiembre de 1999 a noviembre de 2000. Los datos son promedios ± ee (n = 6). La barra con líneas oblicuas corresponde al periodo nocturno y el asterisco (*) señala la tasa máxima de asimilación instantánea.

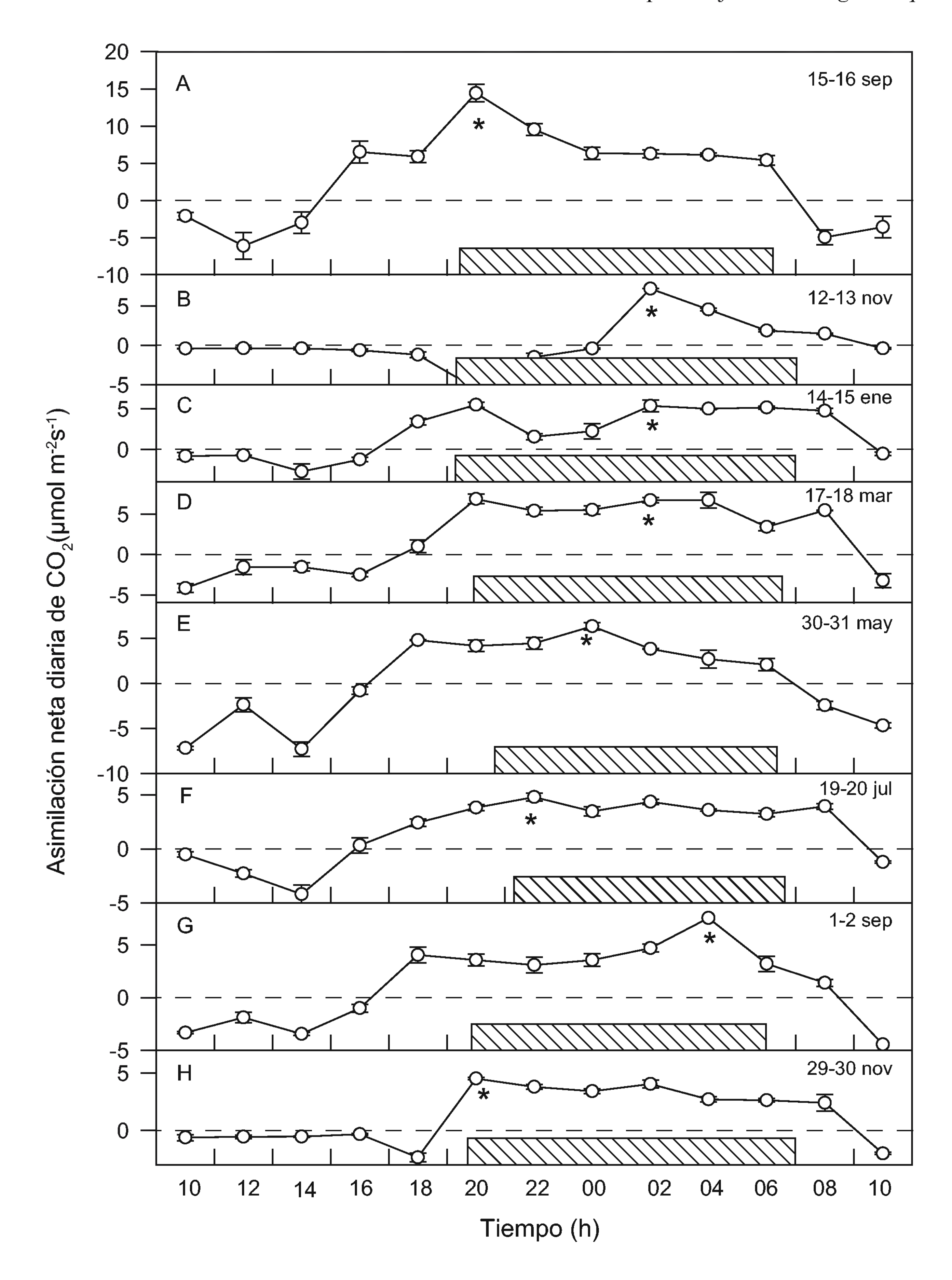



Fig. 4. Asimilación neta diaria de $CO_2$ durante 24 h en plantas jóvenes de *Agave tequilana* inoculadas con el hongo micorrícico *Glomus intraradices.* Lecturas tomadas de septiembre de 1999 a noviembre de 2000. Los datos son promedios ± ee (n = 6). La barra con líneas oblicuas corresponde al periodo nocturno. El asterisco (*) señala la tasa máxima de asimilación instantánea.

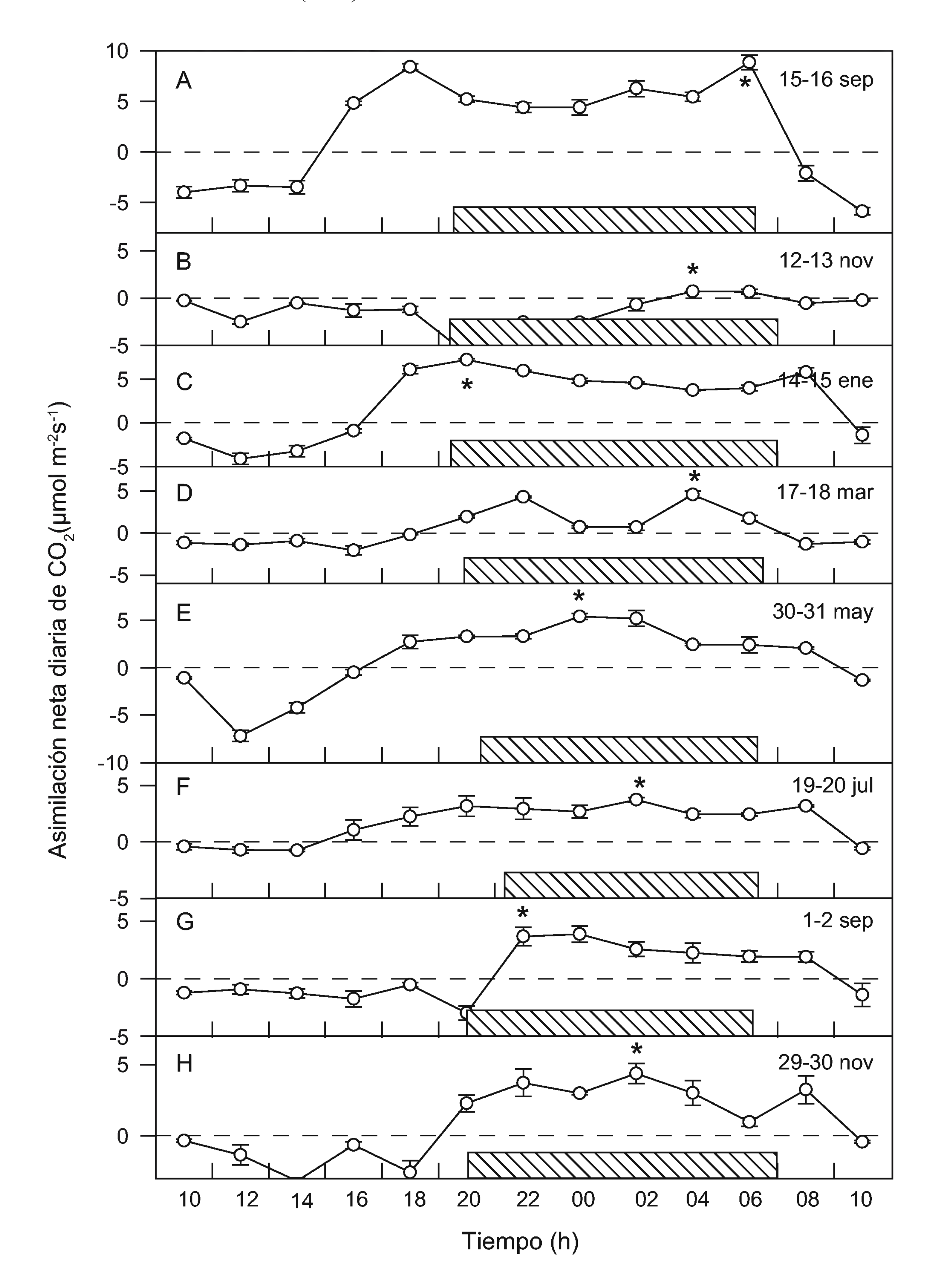



Fig. 5. Asimilación neta diaria de $CO_2$ durante 24 h en plantas jóvenes de *Agave tequilana* sin inocular (testigo). Lecturas tomadas de septiembre de 1999 a noviembre de 2000. Los datos son promedios ± ee (n = 6). La barra con líneas oblicuas corresponde al periodo nocturno. El asterisco (*) señala la tasa máxima de asimilación instantánea.

gicos observados en las hojas de *A. tequilana* en respuesta a la colonización por MVA no se pueden atribuir sólo a la absorción de agua y minerales (Hart y Trevors, 2005). Estas observaciones indican que la planta en cuestión presenta cierta dependencia fisiológica de las micorrizas, como ocurre en otras especies vegetales, principalmente en sus primeras etapas de desarrollo (Salisbury y Ross, 1992; Lambers et al., 1998).

Estudios recientes muestran que la agricultura se desarrolló en el siglo XX sin enfocarse en el manejo de los microorganismos de la rizósfera, no obstante que su actividad suele desempeñar un papel elemental en el aprovechamiento agrícola sustentable (Vandermeer, 1995; Hart y Trevors, 2005), pues estos constituyentes del suelo son importantes para las funciones básicas como la descomposición de materiales orgánicos, la adquisición y la fijación de nitrógeno y fósforo, que son parte esencial de las redes tróficas. Investigaciones recientes revelaron que tales componentes mejoran las relaciones hídricas de las plantas al influir en las conductancias estomática e hidráulica (Auge, 2001), además de que promueven el establecimiento de plántulas, la resistencia a patógenos, la tolerancia a herbívoros y a metales pesados, y que mejoran la estructura de los suelos (Hart y Trevors, 2005).

En los últimos 50 años se han utilizado métodos de manejo que incrementan el rendimiento agrícola o reducen el tiempo hasta la cosecha, con apoyo de fertilizantes, herbicidas y plaguicidas. Estas prácticas han erradicado a la mayoría de los microbios de la rizósfera en los principales agroecosistemas (Matson et al., 1997), lo que en consecuencia puede obstaculizar la introducción o recuperación de poblaciones benéficas de microorganismos en los suelos así afectados.

Éste es el caso del cultivo del agave a partir de la última década, a causa de la creciente demanda nacional e internacional del tequila. Si bien debe reconocerse que con ello se tiene un mayor éxito en la producción, el empleo intensivo de agroquímicos acompañado de métodos de manejo del suelo orientados al control de malezas puede disminuir con el tiempo las poblaciones de estos microbios asociados a la rizósfera de las plantaciones de *A. tequilana*. Este hecho puede afectar las propiedades físicas y químicas, así como las cadenas o redes tróficas del suelo, y a la larga su fertilidad natural y su salud, a causa de la alteración de los ciclos de algunos de los principales minerales (Bethlenfalvay y Linderman, 1992; Smith y Read, 1997).

## CONCLUSIONES

La inoculación de plantas jóvenes de *Agave tequilana* con hongos micorrícicos aumentó la asimilación neta diaria de $CO_2$, siendo ésta mayor en la cepa Gi

en comparación con Gf. Ambas fueron superiores a los valores de ganancia de carbono observados sin hongos MVA. El incremento de la fotosíntesis se asoció con cambios en la estructura foliar, ya que en los individuos tratados de esta manera las hojas tuvieron mayor espesor, sobre todo en el clorénquima. Por el contrario, no se detectaron diferencias en el crecimiento entre plantas inoculadas y las que no lo fueron.

## AGRADECIMIENTOS

Se agradece a Tequila Herradura por el financiamiento de la investigación; un reconocimiento especial al Dr. Servando Carvajal Hernández y a la Dra. Blanca C. Ramírez Hernández por su valiosa colaboración en la revisión y edición del manuscrito así como al comité editorial de la revista y a los revisores por sus aportaciones al escrito.

## LITERATURA CITADA

Anónimo. 2006. Registro histórico de 1990 hasta 2006. Comisión Nacional del Agua. México, D.F.

Auge, R. M. 2001. Water relations, drought and vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. Mycorrhiza 11(1): 3-42.

Bethlenfalvay, G. J. y R. G. Linderman (Eds.). 1992. Mycorrhizae in sustainable agriculture. Am. Soc. Agron. ASA Special publication No. 54. Madison, WI. 124 pp.

Clark, R. B. y S. K. Zeto. 2000. Mineral acquisition by arbuscular mycorrhizal plants J. Plant Nut. 23(7): 867-902.

Cui, M. y P. S. Nobel. 1992. Nutrient status, water uptake and gas exchange for three desert succulents infected with mycorrhizal fungi. New Phytol. 122(4): 643-649.

Ferrera-Cerrato, R. y C. González-Chávez. 1998. La simbiosis micorrízica en el manejo del vivero de los cítricos. In: Ferrera-Cerrato, R. y J. Pérez-Moreno (eds.). Manejo de agroecosistemas sostenibles. Textos Universitarios. Universidad Autónoma de Tlaxcala. Tlaxcala. pp. 37-64.

García, E. 1981. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana). Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 252 pp.

Garnier, E., J. L. Salager, G. Laurent y L. Sonié. 1999. Relationships between photosynthesis, nitrogen and leaf structure in 14 grass species and their dependence on the basis of expression. New Phytol. 143(1): 119-129.

Hart, M. y J. T. Trevors. 2005. Microbe management: application of mycorrhyzal fungi in a sustainable agriculture. Frontiers in Ecology and the Environment 10(3): 533-539.

Kyde, M. M y A. B. Gould. 2000. Mycorrhizal endosymbiosis. In: Bacon, C. W. y J. F. White (eds.). Microbial endophytes liver. Marcel Dekker Blackwell. Londres. pp. 161-198.

Lambers, H., F. S. Chapin III y T. L. Pons. 1998. Plant physiological ecology. Springer-Verlag. Nueva York. 540 pp.

MacAdam, J. W., J. J. Volenec y C. J. Nelson. 1989. Effects of nitrogen on mesophyll cell division and epidermal cell elongation in tall fescue leaf blades. Plant Physiol. 89(2): 549-556.

Matson, A. P. A., W. J. Parton, A. G. Power y M. J. Swift. 1997. Agricultural intensification and ecosystem properties. Science 277(5325): 504-509.

McGonigle, T. P., M. H. Miller, D. G. Evans, G. L. Fairchild y J. A. Swan. 1990. A new method which gives an objective measure of colonization of roots by vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. New Phytol. 115(3): 495-501.

Morton, J. B. 2000. Evolution of endophytism in arbuscular mycorrhizal fungi of Glomales. In: Bacon, W. C. y F. J. White (eds.). Microbial endophytes. Marcel Dekker Balckwell, Inc. Nueva York. pp. 121-140.

Morton, J. B. y G. L. Benny. 1990. Revised classification of arbuscular mycorrhizal fungi (Zigomycetes): a new order, Glomales, two new suborders, Glomineae and Gigasporinae, and two new families, Acaulosporeceae and Gigasporaceae, with an amendation of Glomaceae. Mycotaxon 37(1): 471-491.

Nobel, P. S. 1988. Environmental biology of agaves and cacti. Cambridge University Press. Cambridge. 270 pp.

Nobel, P. S. 1994. Remarkable agaves and cacti. Oxford University Press. Nueva York. 180 pp.

Nobel, P. S., G. Castañeda, G. North, E. Pimienta-Barrios y J. A. Ruiz-Corral. 1998. Temperatures influences on leaf $CO_2$ exchanges, cell viability and cultivation range for *Agave tequilana*. J. Arid Environ. 39(1): 1-19.

Orcutt, M. D. y E. T. Nilsen. 2000. The physiology of plants under stress: soil and biotic factors. John Wiley & Sons. Nueva York. 684 pp.

Patton, L. y M. B. Jones. 1989. Some relationships between leaf anatomy and photosynthetic characteristics of willows. New Phytol. 111(4): 657-661.

Phillips, J. M. y D. S. Hayman. 1970. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. Trans. Br. Mycol. Soc. 55: 158-161.

Pimienta-Barrios E., C. Robles-Murguía y P. S. Nobel. 2001. Net $CO_2$ uptake for *Agave tequilana* in a warm and a temperate environment. Biotropica 33(2): 312-318.

Pimienta-Barrios, E., A. Muñoz-Urias, M. E. González del Castillo-Aranda y P. S. Nobel. 2003. Effects of benomyl and drought on the mycorrhizal development and daily net $CO_2$ uptake of a wild platyopuntia in a rocky semiarid environment. Ann. Bot. 92(2): 1-7.

Rademacher, I. F. y J. C. Nelson. 2001. Nitrogen effects on leaf anatomy within the intercalary meristems of tall fescue leaf blades. Ann Bot. 88(5): 893-903.

Raveh, E., N. Wang y P. S. Nobel. 1998. Gas exchange and metabolite fluctuations in green and yellow bands of variegated leaves of monocotyledonous CAM species *Agave americana*. Physiologia Plantarum 103(1): 99-106.

Ruiz-Lozano, J. M. y R. Azcón. 1995. Hyphal contribution to water uptake in mycorrhizal plants as affected by the fungal species and water status. Physiologia Plantarum 95(3): 472-478.

Safir, G. R. 1990. Micorrizas arbúsculo-vesicular y la productividad agrícola. In: Carlson, P. S. (ed.). Biología de la productividad de cultivos. AGT Editor, S.A. México, D.F. pp. 201-222.

Salisbury, F. B. y C. W. Ross. 1992. Plant physiology. 4a. ed. Wadsworth, Belmont. 422 pp.

Slaton, M. y W. K. Smith. 2002. Mesophyll architecture and cell exposure to intercellular air space in alpine, desert, and forest species. Int. J. Plant Sci. 163(6): 937-948.

Smith, S. E. y D. J. Read. 1997. Mycorrhizal symbiosis. 2a. ed. Academic Press. San Diego. 605 pp.

Srivastava, M. L. 2002. Plant, growth and development: hormones and environment. Academic Press. San Diego. 772 pp.

Trappe, J. M. 2005. A. B. Frank and mycorrhizae: the challenge to evolutionary and ecologic theory. Mycorrhiza 15(4): 277-281.

Vandermeer, J. 1995. The ecological basis of alternative agriculture. Ann. Rev. Ecol. Syst. 26: 201-224.

Walch-Liu, P., G. Neumann, F. Bangerth y C. Engels. 2000. Rapid effects of nitrogen form on leaf morphogenesis in tobacco. J. Exp. Bot. 51(343): 227-237.

Wang, B. y Y. L. Quiu. 2006. Phylogenetic distribution and evolution of mycorrhizas in land plants. Mycorrhiza 16(15): 299-379.

Recibido en noviembre de 2007.

Aceptado en junio de 2009.

*Acta Botanica Mexicana* 89: 79-85 (2009)

# UNA ESPECIE NUEVA DE *OXALIS* L. (SECCIÓN *IONOXALIS* SMALL, OXALIDACEAE) ORIGINARIA DEL NORTE DE MICHOACÁN, MÉXICO

Emmanuel Pérez-Calix

Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío,
Apdo. postal 386, 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México
emmanuel.perezcalix@inecol.edu.mx

## RESUMEN

Se propone como especie nueva para la ciencia, describe e ilustra a *Oxalis morelosii*, a partir de plantas originarias del sur del municipio de Morelia, Michoacán, zona de donde la especie es microendémica. El nuevo taxon pertenece a la sección *Ionoxalis*, se asemeja a *O. alpina* (Rose) Knuth, *O. galeottii* Turcz., *O. gregaria* (Rose) Knuth, *O. jacquiniana* H.B.K. y *O. lunulata* Zucc., por llevar la lámina foliar 3-foliolada y por la presencia de 3 nervaduras en las escamas del bulbo. Finalmente se presenta una clave dicotómica que ayuda a separar al nuevo taxon de los señalados.

Palabras clave: Michoacán, Morelia, Morelos, *Oxalis*, sección *Ionoxalis*.

## ABSTRACT

*Oxalis morelosii* is proposed as a new species, described, and illustrated. It is based on plants from the southern portion of the municipality of Morelia, Michoacán, an area to which this species is microendemic. The new taxon belongs to section *Ionoxalis* and is similar to *O. alpina* (Rose) Knuth, *O. galeotii* Turcz., *O. gregaria* (Rose) Knuth, *O. jacquiniana* H.B.K. y *O. lunulata* Zucc., all of which have 3-foliate leaves and 3-nerved scales on the bulbs. A dichotomous key is provided to help separate the new species from these others.

Key words: Michoacán, Morelia, Morelos, *Oxalis*, section *Ionoxalis*.

En el transcurso de la preparación del fascículo de Oxalidaceae para la Flora del Bajío y de regiones adyacentes, se encontraron muestras de una planta de *Oxalis* L. (sección *Ionoxalis* Small), originarias de la zona montañosa al sur de la ciudad de Morelia, Michoacán. Al material no se le pudo asignar nombre con la ayuda de la literatura pertinente al grupo (Small, 1907; Denton, 1973; Lourteig, 2000); por ello se propone como nueva especie para la ciencia bajo el siguiente binomio:

**Oxalis morelosii** E. Pérez-Calix, sp. nov. Figs. 1 y 2.

Planta herbacea bulbosa, bulbus ovoideus, squamis subulatis ad ovatis 3-nervatis; folia palmaticomposita, petioli (4)7.5-17 cm longi, foliola 3 obtriangularia magnitudine leviter inaequale, foliolum centrale 1.2-2.8 cm longum, foliola lateralia 1.1-2.2 cm longa, omnia apice emarginato in 1/10-1/7 longitudinis, glabra; inflorescentiae umbelliformes (1)2-4 floribus, pedunculi graciles 4.5-25 cm longi glabri, pedicelli 1.7-3 cm longi glabri; flores distyli; sepala 4-5.5 mm longa, tuberculis 2-3(4) linearibus apicalibus; corolla 1-1.4 cm longa lilacina, ad basem alba; flos macrostylus: stamina brevia 2 mm longa, stamina longa ca. 2.7 mm longa, filamentis pilosis, stylus 2.5 mm longus pilosus; flos microstylus: stamina brevia ca. 3.5 mm longa, stamina longa ca. 4.5 mm longa, filamentis pilosis, stylus ca. 0.5 mm longus glaber; capsula cylindrica 6-9 mm longa glabra; semina ovoidea acuta ca. 1 mm longa.

Planta herbácea perenne, acaule, bulbosa; bulbo subterráneo ovoide, de 1.1 a 1.3 cm de largo, de 0.6 a 0.7 cm de diámetro en la porción más amplia, bulbillos ausentes; escamas del bulbo subuladas a ovadas, margen ciliado en la porción media superior, 3-nervadas, membranáceas; estípulas de 1.6 a 1.8 cm de largo, adnadas al peciolo, hialinas, peciolos muy delgados, de (4)7.5 a 17 cm de largo, glabros, de color guinda, verde o combinando tales colores, peciólulos de ca. 1 mm de largo, láminas foliares palmadamente compuestas, foliolos 3, obtriangulares, ligeramente desiguales entre sí en largo, el central de 1.2 a 2.8 cm de largo total, de 1.1 a 2.2 cm de la base al fondo de la escotadura, de 1 a 1.8 cm de ancho en el ápice, los laterales de 1.1 a 2.2 cm de largo total, de 1 a 1.7 cm de la base al fondo de la escotadura, de 0.9 a 1.8 cm de ancho en el ápice, ápice emarginado, escotados de 1/10 a 1/7 de su largo, glabros, tubérculos (prominencias con frecuencia lineares, rojizas, amarillas o anaranjadas frecuentes en las plantas del género, al parecer son depósitos de cristales de oxalato de calcio y taninos pero no se tiene certeza

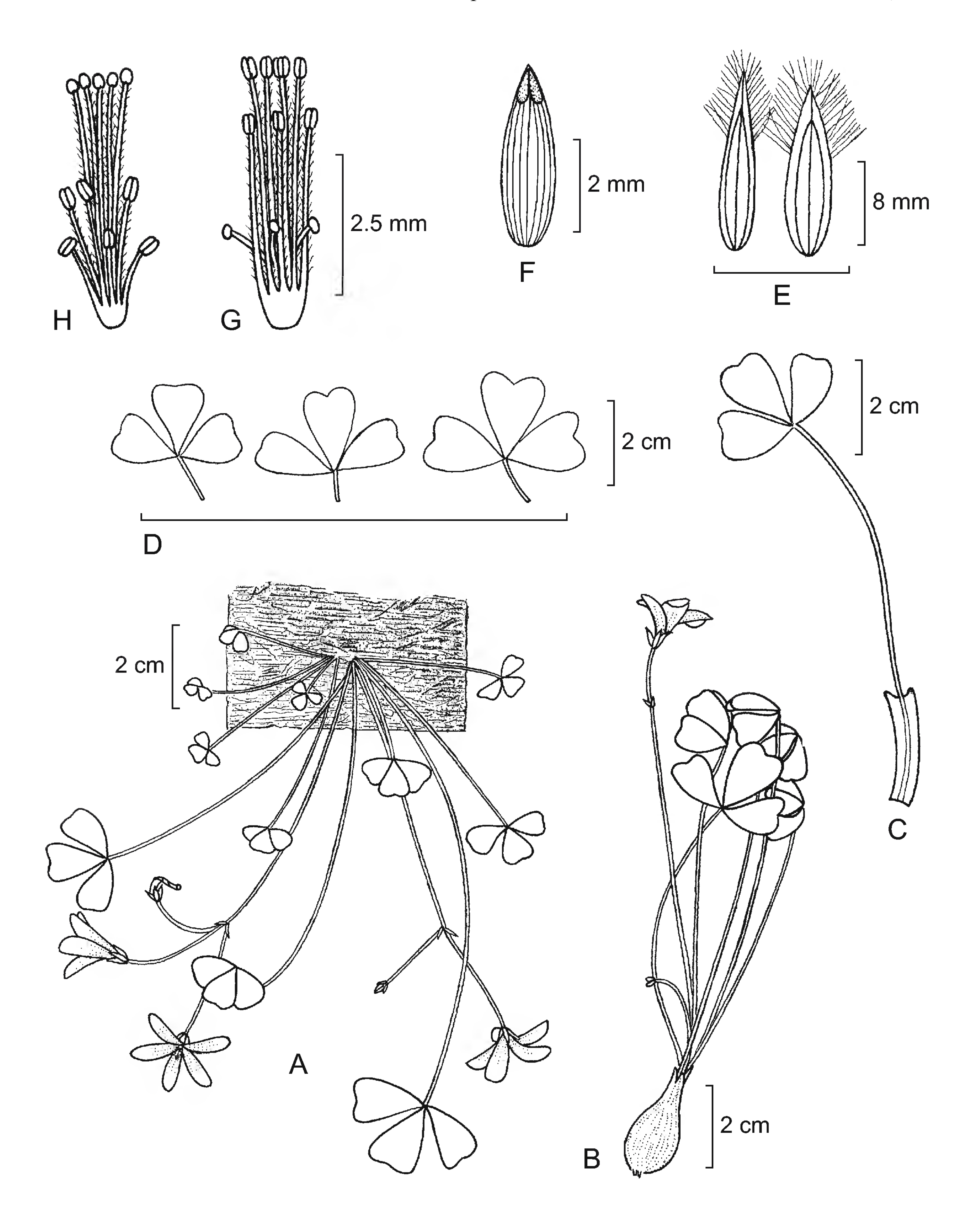



Fig. 1. *Oxalis morelosii* E. Pérez-Calix, sp. nov. A. hábito de la planta con inflorescencia en su hábitat; B. hábito con bulbo, hojas e inflorescencia; C. hoja con peciolo y estípulas; D. láminas foliares mostrando variación en tamaño y profundidad de la escotadura; E. escamas del bulbo; F. sépalo con tubérculos; G. androceo y gineceo de la flor microstila; H. androceo y gineceo de la flor macrostila. Dibujo realizado por Rogelio Cárdenas Soriano.

de su composición química) ausentes; flores distilas, dispuestas en inflorescencias umbeliformes con (1)2 a 4 flores, pedúnculos delgados, de 4.5 a 25 cm de largo, glabros, de color guinda, verde o combinando éstos colores, brácteas triangulares, de 4.5 a 5 mm de largo, sin tubérculos, pedicelos de 1.7 a 3 cm de largo, glabro, de color guinda, verde o combinando éstos colores; sépalos lanceolados a oblongo-ovados, de 4 a 5.5 mm de largo, de 1 a 1.8 mm de ancho en la base, ápice agudo, glabros, de color verde y a veces con los márgenes de color morado, tubérculos 2 a 3(4), lineares, apicales, rara vez ocupando todo el ápice; corola de 1 a 1.4 cm de largo, lóbulos de color lila en la parte media y superior y blancos en la región basal; flor macrostila con estambres cortos de 2 mm de largo, filamentos glabros, estambres largos de ca. 2.7 mm de largo, filamentos pilosos, estilos de 2.5 mm de largo, piloso; flor microstila con estambres cortos de ca. 3.5 mm de largo, esparcidamente pilosos, estambres largos de ca. 4.5 mm de largo, filamentos pilosos, estilos de ca. 0.5 mm de largo, glabros; cápsula cilíndrica, de 6 a 9 mm de largo, glabra; semillas ovoides, agudas, de ca. 1 mm de largo, de color amarillo.

Tipo: México, Michoacán, municipio de Morelia, 3 km al S de San Miguel del Monte, 2300 m s.n.m., laderas peñascosas, 24.VII.1988, *J. Rzedowski 47014* (holotipo IEB; isotipos EBUM, MEXU).

Material adicional examinado: México, Michoacán, municipio de Morelia: 3 km al S de San Miguel del Monte, 2300 m s.n.m., laderas peñascosas, 24.VII.1988, *J. Rzedowski 47020* (IEB); Peña San Pedro, 1 km al W de Agua Zarca, cerca de San Miguel del Monte, 19°36'04" N, 101°07'47" W, 2300 m s.n.m., talud muy húmedo en medio del bosque de encino, 18.VI.2008, *E. Pérez 4856* (IEB), *4948* (IEB).

El epíteto específico honra al Insurgente José María Morelos y Pavón (1765-1815). Lo anterior obedece a dos razones, la primera: su participación en la guerra de independencia de México; y la segunda: porque la planta se encontró en la región montañosa al sur de Morelia (antigua Valladolid), ciudad donde nació J. M. Morelos y Pavón.

*Oxalis morelosii* se puede considerar un micro-endemismo, ya que presenta un área de distribución muy pequeña. En la actualidad se conoce sólo una población de esta especie, en el sur del municipio de Morelia, Michoacán; por lo que se puede considerar como muy vulnerable a la extinción. Crece en taludes húmedos y sombreados de una formación de dácitas del Terciario Superior (Anónimo, 1983),

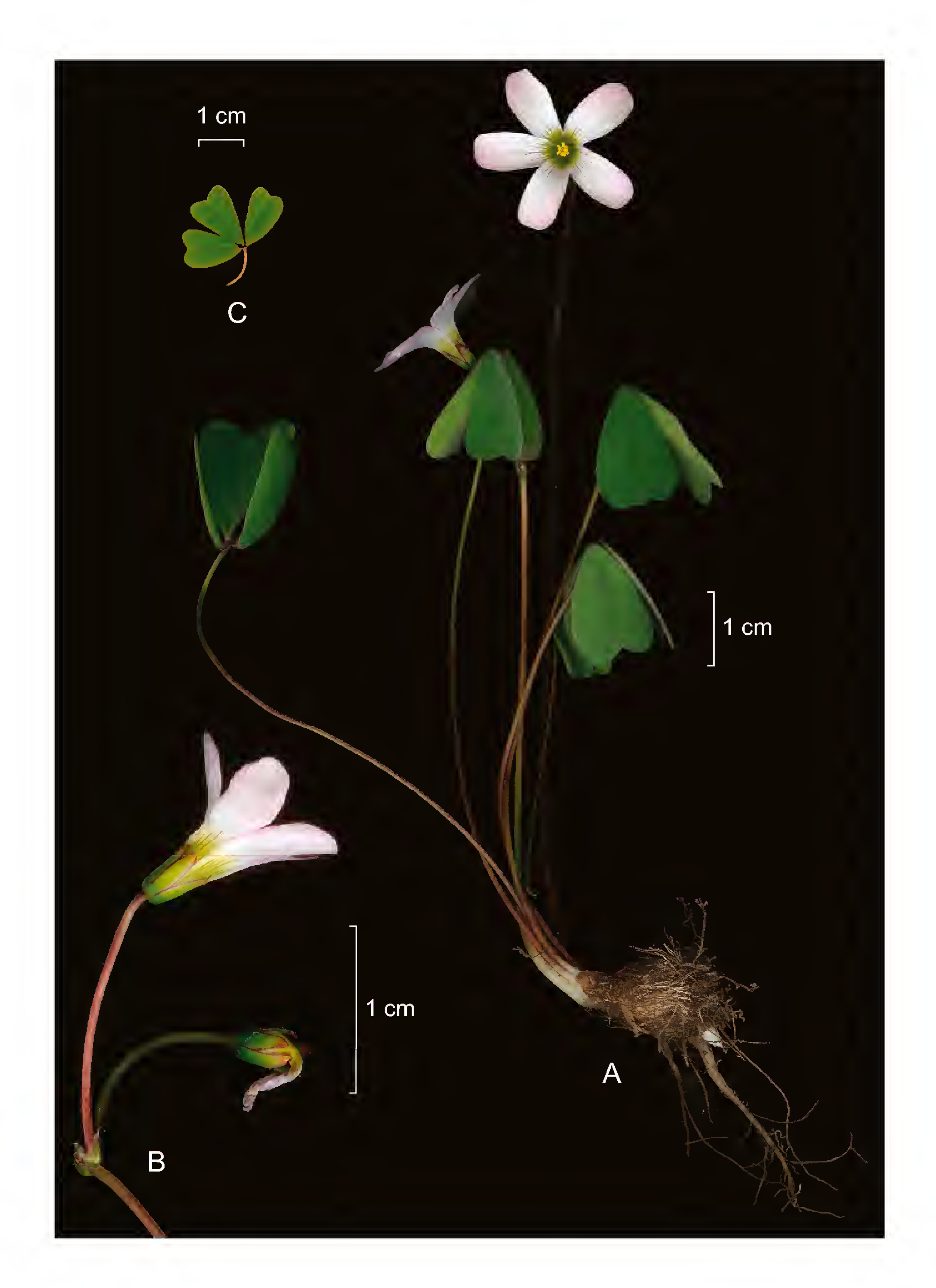



Fig. 2. *Oxalis morelosii* E. Pérez-Calix, sp. nov. A. hábito con inflorescencia y bulbo; B. infloresencia; C. lámina foliar con un segmento de peciolo.

la vegetación de la localidad es bosque de encino y la altitud es 2300 m. La nueva especie florece y fructifica de junio a agosto.

Las plantas observadas llevan flores microstilas o macrostilas, por lo que se describe como especie distila; sin embargo, no es aventurado suponer que exista tambien la condición mesostila.

Por presentar hábito escaposo y un bulbo escamoso, el nuevo taxon se ubica en la sección *Ionoxalis*; grupo americano que comprende alrededor de 50 especies, de las que 19 se conocen del territorio mexicano (Denton, 1973). Aunque las relaciones filogenéticas de *O. morelosii* son inciertas, comparte con *O. alpina* (Rose) Knuth, *O. discolor* Klotzsch, *O. drumondii* A. Gray, *O. galeottii* Turcz., *O. gregaria* (Rose) Knuth, *O. incisa* Denton, *O. jacquiniana* H.B.K., *O. lunulata* Zucc. y *O. macrocarpa* (Small) Knuth la lámina foliar 3-foliolada y la presencia de 3 nervaduras en las escamas del bulbo; de las especies que crecen en la región se puede diferenciar empleando la siguiente clave.

1 Foliolos ca. 1.5 veces más largos que anchos, escotados de 1/10 a 1/7 de su largo, los dos foliolos laterales con frecuencia más cortos que el central.

2 Foliolos laterales asimétricos con el ápice con los lóbulos desiguales, el externo parcialmente suprimido; sépalos de 1 a 2.5 mm de largo; corola de 6 a 11 mm de largo ........................................ *O. gregaria*

2 Foliolos laterales simétricos, ápice con los lóbulos semejantes; sépalos de 4 a 5.5 mm de largo, corola de 10 a 14 mm de largo ........................ *O. morelosii*

1 Foliolos de largo y anchura casi igual o hasta 2 veces más anchos que largos, todos de aproximadamente el mismo tamaño.

3 Foliolos de 0.5 a 0.6 cm de largo total, de 0.15 a 0.35 cm de largo de la base al fondo de la escotadura; con frecuencia las bases de los peciolos soldadas a las estipulas extendiéndose 1 a 3 cm por encima del bulbo y enroscadas entre sí ........................................ *O. lunulata*

3 Foliolos de (0.6)1 a 5.5 cm de largo total, de (0.3)0.6 a 2.8(3.1) cm de largo de la base al fondo de la escotadura; las bases de los peciolos soldadas a las estípulas apenas extendidas o sin extenderse por encima del bulbo.

4 Escamas del bulbo ampliamente ovadas, con los dos nervios laterales usualmente convergiendo y reuniéndose abruptamente con el nervio central 1 a 2 mm antes del ápice de la escama; ápices de los sépalos con tubérculos sin ocupar por completo el ápice; foliolos lobados hasta 1/5 de su longitud, obcordados ........................................ *O. alpina*

4 Escamas del bulbo angostamente ovadas o lineares, con los nervios paralelos y gradualmente reuniéndose cerca del ápice de la escama; ápices de los sépalos con tubérculos con frecuencia ocupando por completo el ápice; foliolos lobados hasta 4/5 de su longitud, obtriangulares u obcordados.

5 Semillas usualmente de 2 a 2.5 veces más largas que anchas; foliolos por lo común pubescentes en ambas superficies o el haz a veces glabro ................................................................................ *O. galeottii*

5 Semillas por lo general 1 a 2 veces más largas que anchas; foliolos usualmente con ambas superficies glabras u, ocasionalmente, el envés piloso ..................................................................... *O. jacquiniana*

## AGRADECIMIENTOS

Agradezco el apoyo del Dr. Jerzy Rzedowski en la preparación de la diagnosis de la especie nueva al latín; a él mismo, a la maestra Graciela Calderón de Rzedowski, al Dr. Victor W. Steinmann y a la Biól. Patricia Y. Mayoral Loera la minuciosa revisión del escrito preliminar. La ilustración es obra de Rogelio Cárdenas Soriano, Violeta Espinosa C. me apoyó en la digitalización de las figuras.

## LITERATURA CITADA

Anónimo. 1983. Carta geológica Morelia, Michoacán (E14-1) Escala 1: 250 000. Dirección General de Geografía, Secretaría de Programación y Presupuesto. México, D.F.

Small, J. K. 1907. Oxalidaceae. In: North Amer. Fl. 25: 25-57.

Denton, M. F. 1973. A monograph of *Oxalis*, section *Ionoxalis* (Oxalidaceae) in North America. Publ. Mus. Michigan State Univ. Biol. Ser. 4(10): 455-615.

Lourteig, A. 2000. *Oxalis* L. subgéneros *Monoxalis* (Small) Lourt., *Oxalis* y *Trifidus* Lourt. Bradea 7: 201-629.

Recibido en junio de 2009.

Aceptado en septiembre de 2009.



*Acta Botanica Mexicana* 89: 87-124 (2009)

# ESTUDIO FLORÍSTICO DE LOS PIÑONARES DE *PINUS PINCEANA* GORDON

José Ángel Villarreal Quintanilla, Oscar Mares Arreola, Eladio Cornejo Oviedo y Miguel A. Capó Arteaga

Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro,
Departamento de Botánica y Departamento Forestal,
25315 Buenavista Saltillo, Coahuila, México.
javqu05@yahoo.com.mx; mares.oscar@inifap.gob.mx

## RESUMEN

Se presenta un estudio de la flora de 14 comunidades con *Pinus pinceana* Gordon. Esta especie forma pequeños bosques aislados a lo largo de la Sierra Madre Oriental, en el norte y centro de México. Se realizó un análisis de similitud florística entre las localidades estudiadas. Se reportan 446 especies, más 4 taxa infraespecíficas adicionales, distribuidas en 247 géneros y 78 familias. De acuerdo con su composición florística, las comunidades estudiadas se pueden separar en dos conjuntos: las más norteñas, localizadas en Coahuila, Zacatecas y San Luis Potosí, y las de la región sur en Querétaro e Hidalgo. Se concluye que existen dos grupos de piñonares de *P. pinceana*, con base en sus diferencias florísticas y de distribución.

Palabras clave: flora, México, *Pinus pinceana,* piñonares.

## ABSTRACT

A floristic study of 14 communities with *Pinus pinceana* Gordon was carried out. This species is distributed in small populations along the Sierra Madre Oriental in northern and central Mexico. A floristic similarity analysis between localities is included. A total of 446 species (plus 4 infaespecific taxa), 247 genera and 78 families were found. The communities can be separated by its flora into two groups: the northern one, located in Coahuila, Zacatecas and San Luis Potosí, and the southern one located in Querétaro and Hidalgo.

Key words: flora, Mexico, *Pinus pinceana*, pinion pine forests.

## INTRODUCCIÓN

En México existen entre ocho y 15 especies de pinos piñoneros, las cuales están distribuidas en los estados del norte y centro del país. Estos pinos se encuentran desde Baja California, Baja California Sur, Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí, hasta Aguascalientes, Guanajuato, Jalisco, Querétaro, Hidalgo, Tlaxcala, Puebla y Veracruz (Eguiluz, 1987; Farjon et al., 1997; Perry, 1991).

El grupo de pinos piñoneros está conformado por *Pinus cembroides* Zucc., *P. culminicola* Andresen et Beaman, *P. maximartinezii* Rzed., *P. monophylla* Torr. et Frém., *P. nelsonii* Shaw, *P. pinceana* Gordon, *P. quadrifolia* Parl. ex Sudw. y *P. remota* (Little) D. K. Bailey et Hawksw. (Farjon et al., 1997). Perry (1991), con un criterio más amplio, considera como parte de este conjunto también a las siguientes especies: *P. catarinae* Rob.-Pass., *P. discolor* D. K. Bailey et Hawksw., *P. edulis* Engelm., *P. johannis* Rob.-Pass., *P. juarezensis* Lanner y *P. lagunae* Passini.

Las comunidades de piñoneros, a pesar de su limitada capacidad productiva, aportan varios tipos de materiales y servicios ambientales que tienen impacto decisivo en la supervivencia de los poblados rurales. De ellas se obtienen semillas comestibles o piñones, leña, postes, madera para construcción de vivienda y muebles rústicos, árboles de navidad, resina, además de servir de abrigo a la fauna silvestre y en algunos casos como áreas de recreo. Las superficies de estas comunidades se han reducido notablemente en los últimos años y varias de ellas se encuentran amenazadas o en peligro de desaparecer debido a perturbaciones antropogénicas y naturales (Caballero y Ávila, 1989).

El pino piñonero liso, *Pinus pinceana* Gordon, es una conífera endémica de México. Su distribución comprende parte de los estados de Coahuila, Zacatecas, San Luis Potosí, Querétaro e Hidalgo. Está considerada como especie sujeta a protección especial en la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2001, por tener poblaciones muy restringidas y en pequeños rodales (Anónimo, 2001).

El interés por promover y llevar a cabo estudios florísticos se ha incrementado en los últimos años. Esto se debe, en gran medida, a la importancia que hoy en día tiene el conocimiento de la biodiversidad en el contexto de su conservación y aprovechamiento racional (Cabrera y Gómez, 2005; Villaseñor, 1991). Existen algunos antecedentes sobre estudios florísticos en comunidades de piñoneros,

como los de Passini (1982, 1994), en especial en *Pinus cembroides, P. johannis* y *P. discolor* en el centro del país. Específicamente para *P. pinceana*, los trabajos encontrados en la literatura sólo cubren una parte de los piñonares de esta especie (Ávila, 1985; García, 2002; Hernández, 1985; López, 1996; Rebolledo, 1982; Romero et al., 1989).

Debido a que se desconocía la composición florística de los bosques de *Pinus pinceana* en toda su área de distribución, se realizó un inventario correspondiente en 14 de las comunidades naturales en que habita esta especie. Los objetivos son: 1) presentar un censo de referencia de las plantas vasculares que conforman la flora asociada a las poblaciones y 2) clasificar las comunidades estudiadas con base en la semejanza de su composición florística.

## Área de estudio

Se recolectó en 14 sitios en que prospera *Pinus pinceana* (Cuadro 1), ubicados a lo largo de la Sierra Madre Oriental entre los 20°37'53" a los 26°27'42" N y los 98°58'31" a los 101°41'16" W (Fig. 1). Su localización corresponde a las provincias fisiográficas de los Pliegues Saltillo-Parras (El Recreo), Sierras Transversales (El Cinco, Palmas Altas, Santa Elena, Cañón de las Bocas, Lomas del Orégano, San José de Carbonerillas), Sierras y Llanuras Coahuilenses (Las Norias), Sierras y Llanuras Occidentales (Matehualilla y La Trinidad), Sierras y Llanuras del norte de Guanajuato (Maguey Verde y El Tepozán) y Karst Huasteco (El Arenalito y San Cristóbal) (Cervantes et al., 1990). La población de Las Norias en Cuatro Ciénegas Coah., es la más septentrional y la de San Cristóbal en Cardonal Hgo., la más meridional de la distribución conocida para esta especie.

Las altitudes se ubican entre los 1750 y los 2500 m (Cuadro 1), las pendientes varían entre 12 y 66 por ciento. En general prevalece la exposición norte, a excepción de Palmas Altas, Lomas del Orégano y Matehualilla, en donde se registra la dirigida hacia el sur. El material geológico es de origen sedimentario y la unidad litológica dominante es la caliza, asociada frecuentemente con lutitas y conglomerados. Los suelos predominantes son litosoles, con textura media, asociados con castañozems, fluvisoles, regosoles y rendzinas (Anónimo, 1983).

El clima del área de distribución es seco (BS de la clasificación de Koppen), en algunos lugares templado (C, de acuerdo con la misma categorización), con lluvias en verano, extremoso, con una precipitación media anual que va desde los 350 mm hasta los 650 mm y una temperatura media anual de 14 a 18° C (García, 1987).

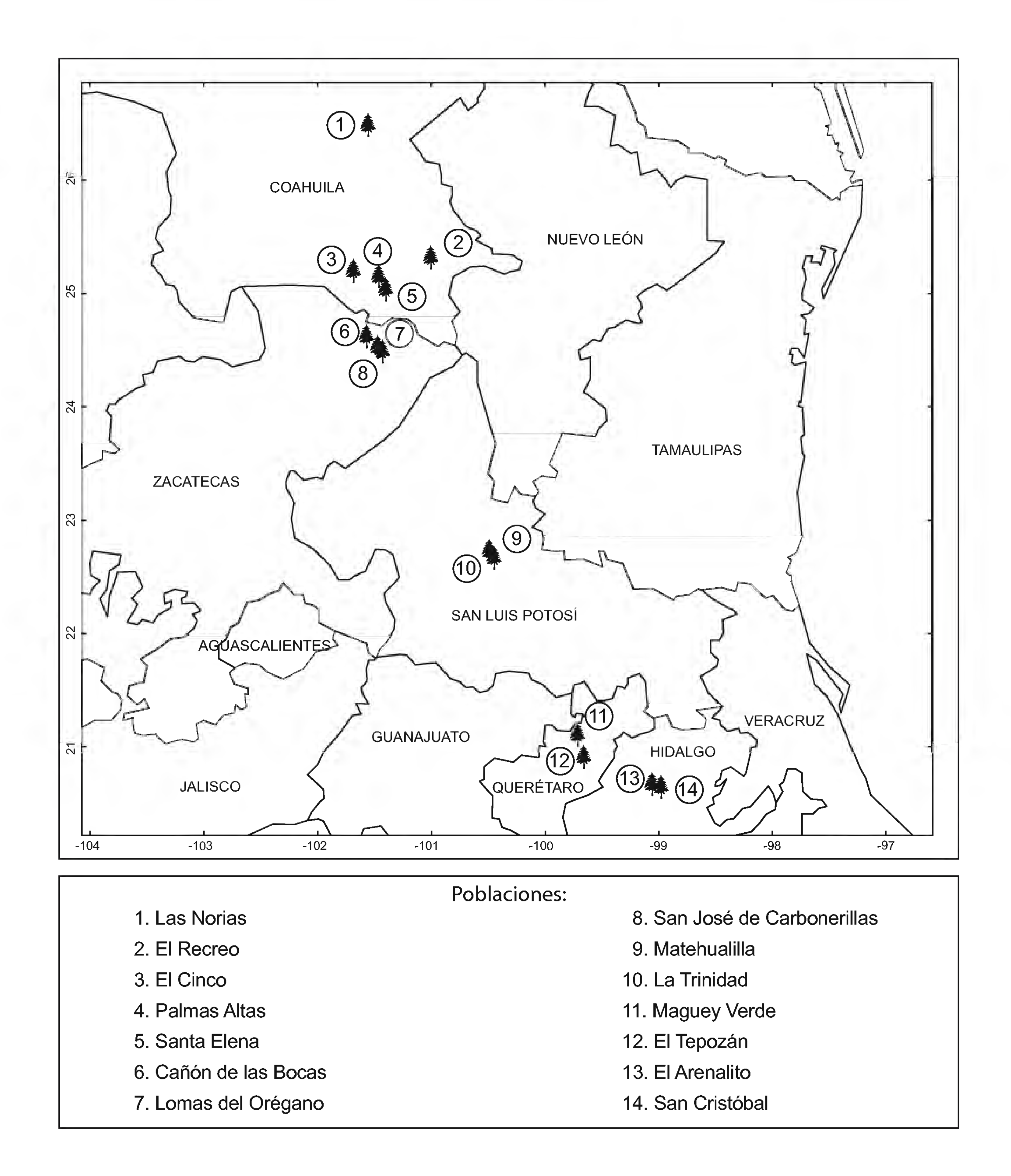



Fig. 1. Ubicación de las 14 poblaciones naturales muestreadas de *Pinus pinceana* Gordon para el presente estudio.

Cuadro 1. Ubicación geográfica y altitud de las localidades muestreadas de *Pinus pinceana* Gordon en los estados de Coahuila, Zacatecas, San Luis Potosí, Querétaro e Hidalgo. Fuente: CETENAL. Cartas F14 A65, 72; F14 C33, 41, 42, 47, 58, 62, 65, 72 .

| Nombre de la localidad | Ubicación geográfica | Altitud (m s.n.m.) |
|---|---|---|
| Las Norias, Cuatrociénegas, Coah. | 26°27'42.2" y 101°34'24.5" | 1800 |
| El Recreo, Saltillo, Coah. | 25°17'40.5" y 101°00'02.4" | 2280 |
| El Cinco, Parras, Coah. | 25°10'41.3" y 101°41'16.8" | 2200 |
| Palmas Altas, Saltillo, Coah. | 25°07'57.7" y 101°27'04.6" | 2300 |
| Santa Elena, Saltillo, Coah. | 25°01'38.1" y 101°24'29.6" | 2200 |
| Cañón de las Bocas, Mazapil, Zac. | 24°36'37.3" y 101°34'31.7" | 2500 |
| Lomas del Orégano, Mazapil, Zac. | 24°30'19.1" y 101°27'48.2" | 2300 |
| San José Carbonerillas, Mazapil, Zac. | 24°28'19.1" y 101°26'53.4" | 2250 |
| Matehualilla, Ejido Núñez, Guadalcázar, S.L.P. | 22°42'32.6" y 100°28'05.7" | 2000 |
| La Trinidad, Ejido Núñez, Guadalcázar, S.L.P. | 22°40'06.2" y 100°28'24.2" | 1950 |
| Maguey Verde, Peñamiller, Qro. | 21°05'25.8" y 99°41'58.4" | 2200 |
| El Tepozán, Cadereyta, Qro. | 20°54'23.5" y 99°39'21.0" | 2200 |
| El Arenalito, Cardonal, Hgo. | 20°39'27.7" y 99°02'58.9" | 1900 |
| San Cristóbal, Cardonal, Hgo. | 20°37'53.2" y 98°58'31.5" | 1750 |

## MÉTODOS

El material botánico se recolectó en el periodo del 29 de marzo del 2004 al 18 de diciembre del 2005. Su juego más importante se depositó en el herbario ANSM (herbario de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro). Para la identificación de los ejemplares se usaron principalmente las floras regionales de Henrickson y Johnston (1997) y Rzedowski et al. (2001), y se les cotejó con los de la colección del herbario ANSM. En la elaboración del listado florístico se siguió la nomenclatura de la Flora de Coahuila (Villarreal, 2001) con algunas actualizaciones y para la escritura de los autores a Villaseñor (2001).

La clasificación numérica o multivariable de las 14 comunidades, de acuerdo con su similitud florística, se obtuvo a partir de una matriz de presencia o ausencia, conformada por 450 hileras (total de especies más taxa infaespecíficos adicionales registrados) y 14 columnas, correspondientes a los sitios estudiados. El coeficiente

de similitud empleado fue el de Jaccard (Sneath y Sokal, 1973), y se utilizó la estrategia aglomerativa de la media aritmética sin ponderación (UPGMA, siglas en inglés de Unweighted Pair-Group Method using Arithmetic averages). El análisis de los datos se realizó con el programa computacional NTSYS, versión 2.02, desarrollado por Rohlf (2000).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se encontró que la flora vascular asociada a las poblaciones de *Pinus pinceana* Gordon está representada por un total de 446 especies más 4 taxa infraespecificas adicionales, comprendidas en 247 géneros y 78 familias de plantas vasculares (Cuadro 2). La lista completa correspondiente se presenta en el Anexo.

Las familias mejor representadas son: Asteraceae con 46 géneros y 89 especies (46/89), que constituyen 20% del total de las últimas, Fabaceae con 18/40 (9%), Cactaceae con 15/37 (8.3%), Poaceae con 20/40 (9%), Scrophulariaceae con 7/16 (3.5%), Euphorbiaceae con 6/13 (2.9%), Rosaceae con 6/10 (2.2%), Pteridaceae con 5/9 (2%), Agavaceae con 4/14 (3.1%) y Lamiaceae con 4/13 (2.9%). A estas 10 familias pertenecen 131 géneros y 281 especies registradas, las cuales constituyen el 63.1 por ciento de la flora registrada.

Los géneros con mayor diversidad son: *Salvia* con 10 especies, *Opuntia* (sensu lato), *Quercus* y *Muhlenbergia* con ocho cada uno, *Agave* con siete, *Acacia* con seis y *Rhus, Senna* y *Viguiera* con cinco cada uno.

Cuadro 2. Grupos principales componentes de la flora vascular de las comunidades de *Pinus pinceana* Gordon.

| Grupo taxonómico | Familias | Géneros | Especies | Especies (%) |
|---|---|---|---|---|
| Pteridophyta | 2 | 6 | 12 | 2.7 |
| Pinophyta | 3 | 3 | 8 | 1.8 |
| Magnoliophyta | | | | |
| Liliopsida | 7 | 35 | 71 (+1 var.) | 16.0 |
| Magnoliopsida | 66 | 203 | 355 (+1 var.+ 2 ssp.) | 79.5 |
| Total | 78 | 247 | 446 (+4 taxa infra-específicos) | 100 |

La composición florística de las comunidades donde crece *P. pinceana* muestra una combinación de especies propias de bosque de encinos con elementos de matorral, presentándose como una forma de transición entre comunidades de vegetación xerófila y mesófila.

Las localidades de Maguey Verde, Matehualilla, El Arenalito y Las Norias registraron el mayor número de especies. Su ubicación es aleatoria, sin tener un patrón espacial regular de asociación a lo largo del área de distribución. A su vez las de Palmas Altas, San José de Carbonerillas y El Cinco, ubicadas en el sur de Coahuila y norte de Zacatecas resultaron ser las más pobres desde el punto de vista de su flora (Cuadro 3).

Cuadro 3. Número de especies por localidad muestreada de *Pinus pinceana* Gordon.

| Localidad (nombre) | Núm. especies | Localidad (nombre) | Núm. especies |
|---|---|---|---|
| Las Norias | 98 | San José de Carbonerillas | 51 |
| El Recreo | 86 | Matehualilla | 98 |
| El Cinco | 54 | La Trinidad | 80 |
| Palmas Altas | 44 | Maguey Verde | 103 |
| Santa Elena | 63 | El Tepozán | 83 |
| Cañón de las Bocas | 73 | El Arenalito | 98 |
| Lomas del Orégano | 61 | San Cristóbal | 76 |

El dendrograma de la fig. 2 muestra la existencia de tres grupos o conjuntos de comunidades, de acuerdo con su composición florística y el valor del coeficiente de similitud (Cuadro 4). Uno de estos conjuntos ocupa la parte superior del árbol, con los inventarios de Coahuila y Zacatecas, donde separa la localidad de Las Norias, la más septentrional y con mayor grado de diferenciación dentro del grupo. El segundo conjunto se ubica en la porción media del dendrograma, muestra relación con el primero y lo forman dos comunidades (La Trinidad y Matehualilla) del estado de San Luis Potosí, y ocupa una posición intermedia en el gradiente latitudinal de los sitios estudiados (Fig. 1). El tercer grupo se encuentra en la parte inferior de la figura y está formado por las cuatro comunidades correspondientes a las localidades de Hidalgo (San Cristóbal, El Arenalito) y Querétaro (Maguey Verde, Tepozán).

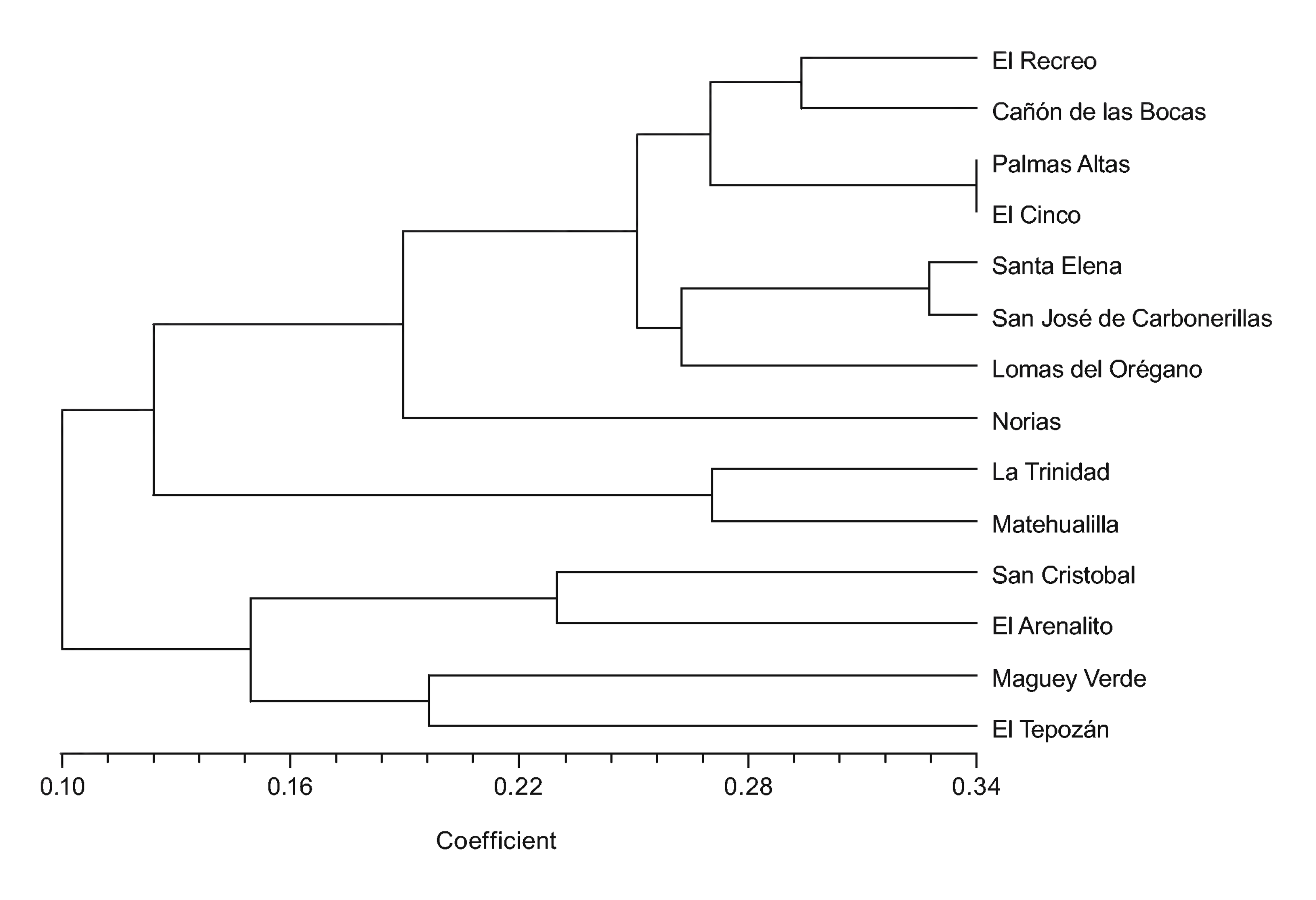



Fig. 2. Dendrograma que muestra la clasificación de las comunidades de *Pinus pinceana* Gordon, con base en la similitud de su composición florística.

Cada uno de estos tres grupos de comunidades con *P. pinceana*, presenta también diferentes condiciones ecológicas. Las localidades del tercero son las más meridionales, con mayor precipitación media anual (400 a 600 mm) y mejor representación de elementos florísticos neotropicales. El primero, corresponde a los rodales más septentrionales (Las Norias a Santa Elena), caracterizados por menor cantidad de lluvia (350 a 400 mm). El segundo es intermedio en la precipitación recibida (400 a 500 mm), y al igual que el primero presenta mayor influencia holártica. Los inventarios de San Luis Potosí, aunque podrían considerarse como intermedios entre los otros dos grupos, son florísticamente más semejantes a los del primero, sin menoscabo de una alta incidencia de endemismos.

Con base en estos resultados, en las comunidades con *P. pinceana* pueden distinguirse dos conjuntos florísticamente diferentes: los de la región norte (Coahuila, Zacatecas y San Luis Potosí) y los de la región sur (Querétaro e Hidalgo).

Cuadro 4. Valores del índice de similitud de Jaccard obtenidos entre las comunidades de *Pinus pinceana* Gordon en los estados de Coahuila, Zacatecas, San Luis Potosí, Querétaro e Hidalgo.

| | Nor[a] | Rec[b] | Cin[c] | Pal[d] | Ele[e] | Boc[f] | Lom[g] | Car[h] | Mat[i] | Tri[j] | Mag[k] | Tep[l] | Are[m] | Cri[n] |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Nor | | | | | | | | | | | | | | |
| Rec | 0.28 | | | | | | | | | | | | | |
| Cin | 0.20 | 0.25 | | | | | | | | | | | | |
| Pal | 0.17 | 0.26 | 0.36 | | | | | | | | | | | |
| Ele | 0.23 | 0.26 | 0.26 | 0.30 | | | | | | | | | | |
| Boc | 0.19 | 0.30 | 0.28 | 0.29 | 0.27 | | | | | | | | | |
| Lom | 0.15 | 0.27 | 0.22 | 0.22 | 0.28 | 0.25 | | | | | | | | |
| Car | 0.18 | 0.22 | 0.28 | 0.27 | 0.36 | 0.25 | 0.24 | | | | | | | |
| Mat | 0.11 | 0.12 | 0.10 | 0.15 | 0.17 | 0.11 | 0.10 | 0.14 | | | | | | |
| Tri | 0.13 | 0.15 | 0.13 | 0.13 | 0.15 | 0.13 | 0.09 | 0.14 | 0.28 | | | | | |
| Mag | 0.10 | 0.12 | 0.11 | 0.11 | 0.06 | 0.11 | 0.07 | 0.09 | 0.07 | 0.09 | | | | |
| Tep | 0.12 | 0.14 | 0.09 | 0.13 | 0.09 | 0.11 | 0.07 | 0.11 | 0.11 | 0.09 | 0.22 | | | |
| Are | 0.15 | 0.16 | 0.11 | 0.09 | 0.13 | 0.13 | 0.07 | 0.11 | 0.12 | 0.15 | 0.17 | 0.19 | | |
| Cri | 0.14 | 0.15 | 0.07 | 0.08 | 0.10 | 0.10 | 0.06 | 0.12 | 0.13 | 0.11 | 0.13 | 0.14 | 0.24 | |

Poblaciones: [a] Las Norias, [b] El Recreo, [c] El Cinco, [d] Palmas Altas, [e] Santa Elena, [f] Cañón de las Bocas, [g] Lomas del Orégano, [h] San José de Carbonerillas, [i] Matehualilla, [j] La Trinidad, [k] Maguey Verde, [l] El Tepozán, [m] El Arenalito, [n] San Cristóbal.

## AGRADECIMIENTOS

Este trabajo es parte del proyecto Ecología, Genética de Poblaciones y Estrategias de conservación de poblaciones naturales de *Pinus pinceana*, financiado por el fondo sectorial SEMARNAT-CONACYT con clave CO1-1429. Recibió apoyo de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, a través de los proyectos 0205 2503 y 0203 2633. Forma parte de la tesis de maestría del segundo autor. Se agradece a Miguel Sosa Morales y a Julián Charles Álvarez por su apoyo en las colectas y trabajo de campo, y a los revisores anónimos del escrito.

## LITERATURA CITADA

Anónimo. 1983. Síntesis geográfica de Coahuila, México. Secretaría de Programación y Presupuesto. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. México, D.F. 163 pp.

Anónimo. 2001. Norma Oficial Mexicana. NOM-059-ECOL-2001. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres - Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio - Lista de especies en riesgo. Secretaria del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. México, D.F. 40 pp.

Ávila, A. 1985. Caracterización de los piñoneros *Pinus cembroides* Zucc. y *P. discolor* Bailey & Hawks., de las serranías meridionales del estado de San Luis Potosí, México. Tesis de licenciatura. Facultad de Biología, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Mich. 101 pp.

Caballero, M. y R. Ávila. 1989. Importancia actual y potencial de los piñoneros en México. In: Flores, J. D., L. J. Flores, M. E. García y R. H. Lira (comp.). Memorias del III Simposio Nacional Sobre Pinos Piñoneros. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro - Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Saltillo, Coah. pp 18-22.

Cabrera, J. A. y M. Gómez. 2005. Análisis florístico de La Cañada, municipio El Marqués, Querétaro. Biologia Scripta 2(2): 49-62.

Cervantes, Y., S. L. Cornejo, R. Lucero, J. M. Espinoza, E. Miranda y A. Pineda. 1990. Clasificación de regiones naturales de México II. IV. 10.2. Atlas Nacional de México. Vol. II. Escala 1: 4,000,000. Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F.

Eguiluz, T. 1987. Evolución de los pinos piñoneros mexicanos. In: Passini, M. F., D. Cibrián y T. Eguiluz (comp.). II Simposio Nacional Sobre Pinos Piñoneros. Centre d´Études Mexicaines et Centraméricaines - Centro de Genética Forestal A.C. - Universidad Autónoma de Chapingo. México, D.F. pp. 83-89.

Farjon, A., J. A. Pérez de la Rosa y B. Styles. 1997. A field guide to the pines of Mexico and Central America. The Royal Botanical Garden, Kew and the University of Oxford. Oxford, UK. 146 pp.

García, E. 1987. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen (adaptado a las condiciones de la República Mexicana). 4a. ed. Instituto de Geografía, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 217 pp.

García, H. 2002. Caracterización de hábitats de coníferas que ameritan protección en el estado de Hidalgo. Tesis de licenciatura. División de Ciencias Forestales, Universidad Autónoma de Chapingo. Chapingo, Edo. de México. 256 pp.

Henrickson, J. and M. C. Johnston. 1997. A flora of the Chihuahuan Desert Region. (Draft version). Published by J. Henrickson. Los Ángeles, California. 1687 pp.

Hernández, A. 1985. Análisis estructural de los piñonares del Altiplano Potosino - Zacatecano. Tesis de maestría en ciencias. Colegio de Postgraduados. Chapingo, Edo. de México. 153 pp.

López, V. H. 1996. Estudio sinecológico de los bosques piñoneros del Valle del Mezquital, Hidalgo. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. Los Reyes Iztacala, Tlanepantla, Edo. de México. 75 pp.

Passini, M. F. 1982. Les forêts de *Pinus cembroides* au Mexique. Mission Archaeologique et Ethnologique Française au Mexique, Études Mésoaméricaines II-5. Paris: Editions Recherche sur les Civilsations - Cahier No 9. Paris. 373 pp.

Passini, M. F. 1994. Relevés floristiques des forêts de pins pignons au Mexique (florística de los piñoneros en México). Université Pierre et Marie Curie. Paris 6. 124 pp.

Perry, J. 1991. The pines of Mexico and Central America. Timber Press. Portland, Oregon. 231 pp.

Rebolledo, A. 1982. Estudio preliminar sobre la ecología de los piñonares en el Altiplano Potosino - Zacatecano. Tesis de maestría en ciencias. Colegio de Postgraduados. Chapingo, Edo. de México. 112 pp.

Rohlf, F. J. 2000. NTSYS-pc numerical taxonomy and multivariate analysis system. Version 2.02. State University of New York. Nueva York. 178 pp.

Romero, A., M. Luna y E. García. 1989. Organización de la vegetación asociada a los piñonares de las sierras meridionales de San Luis Potosí. In: Flores, J. D., L. J. Flores, M. E. García y R. H. Lira (comp.). Memorias del III Simposio Nacional Sobre Pinos Piñoneros. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro - Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Saltillo, Coah. pp. 66-71

Rzedowski, G. C. de, J. Rzedowski y colaboradores. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2a. ed. Instituto de Ecología, A.C. y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Pátzcuaro, Mich. 1406 pp.

Sneath, P. H. A. y R. R. Sokal. 1973. Numerical taxonomy. W. H. Freeman. San Francisco, California. 573 pp.

Villarreal, J. A. 2001. Flora de Coahuila. Listados florísticos de México. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 136 pp.

Villaseñor, J. L. 1991. Las Heliantheae endémicas de México: una guía hacia la conservación. Acta Bot. Mex. 15: 29-46.

Villaseñor, J. L. 2001. Catálogo de autores de plantas vasculares de México. Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México - Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México, D.F. 40 pp.

Recibido en agosto de 2007.

Aceptado en septiembre de 2009.

Anexo 1. Plantas vasculares registradas en comunidades naturales de *Pinus pinceana* Gordon (Números de recolecta de O. Mares).

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **PTERIDOPHYTA** | | | | | | | | | | | | | | |
| **Pteridaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Argyrochosma microphylla* (Mett. ex Kuhn) Windham (1011, 1134) | X | X | | | | | | | | | | | | |
| *Astrolepis cochisensis* (Goodd.) D.M. Benham et Windham (887, 1137) | X | | | | X | | | | | | | | | |
| *Astrolepis sinuata* (Lag. ex Sw.) D.M. Benham et Windham (539, 1004, 1129) | X | X | | | | | | X | | | X | | X | |
| *Cheilanthes alabamensis* (Buckley) Kunze (518, 944, 1135) | X | X | X | | | | | | | | X | | X | X |
| *Cheilanthes eatonii* Baker in Hook. et Baker (169, 1015, 1138) | X | X | | | | X | | | | | | | | |
| *Notholaena aschenborniana* Klotzsch (635, 700, 758) | | | | | | | | | X | X | | X | | |
| *Notholaena candida* (M. Martens et Galeotti) Hook. var. *copelandii* (C.C. Hall) R.M.Tryon (675, 791) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Pellaea cordifolia* (Sessé et Moc.) A.R. Sm. (71) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Pellaea sagittata* (Cav.) Link (150, 1013) | | X | | | | X | | | | | | | | |
| **Selaginellaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Selaginella lepidophyla* (Hook. et Grev.) Spring in Martius (586) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Selaginella pilifera* A. Braun (363, 1083) | X | | | | | | | | | | | | X | |
| *Selaginella rupincola* Underw. (473) | | | | | | | | | | | X | | | |
| **PINOPHYTA** | | | | | | | | | | | | | | |
| **Cupressaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Juniperus flaccida* Schltdl. (374, 583, 1104) | X | X | | | | | | | | | X | X | X | X |
| *Juniperus saltillensis* M. T. Hall (144, 235, 290) | | | X | | X | X | X | X | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **Ephedraceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Ephedra aspera* Engelm. (226, 913, 960) | | | X | X | X | | X | X | X | | | | | |
| *Ephedra compacta* Rose (366) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Ephedra pedunculata* Engelm. (451) | | | | | | | | | | | | | | X |
| **Pinaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Pinus cembroides* Zucc. (239, 319, 365) | | X | X | X | | X | X | X | | | X | X | X | |
| *Pinus nelsonii* Shaw (725) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Pinus pinceana* Gordon (240, 891, 555) | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| **MAGNOLIOPHYTA** | | | | | | | | | | | | | | |
| **LILIOPSIDA (MONOCOTYLEDONEAE)** | | | | | | | | | | | | | | |
| **Agavaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Agave gentryi* B. Ullrich (170, 806) | | | | | | | | | | X | | X | | |
| *Agave lechuguilla* Torr. (317, 806, 967) | X | X | | X | X | X | | X | | X | X | X | X | |
| *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dyck (88, 564) | | | | | | | | | | | X | | | X |
| *Agave scabra* Salm-Dyck (123, 69, 1157) | X | | X | X | | | X | | | | X | | | |
| *Agave* sp. (132) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Agave striata* Zucc. (706, 921, 1036) | X | X | X | X | X | X | | X | X | X | | | | |
| *Agave xylonacantha* Salm-Dyck (382, 543) | | | | | | | | | | | X | | X | |
| *Dasylirion acrotrichum* Zucc. (610) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Dasylirion cedrosanum* Trel. (234, 524, 1035) | X | X | X | X | X | X | X | X | | X | X | | | |
| *Dasylirion longissimum* Lem. var. *longissimum* (318, 433) | | | | | | | | | | | | | X | X |
| *Nolina cespitifera* Trel. (175, 808, 1141) | X | X | X | | | X | X | | | X | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Nolina parviflora* Hemsl. (649) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Yucca carnerosana* (Trel.) McKelvey (247, 807, 971) | X | X | X | X | X | | X | X | X | X | | | | |
| *Yucca filifera* Chabaud (386, 459, 561) | | | | | | | | | | | X | | X | X |
| **Arecaceae (PALMAE)** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Brahea decumbens* Rzed. (717) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Bromeliaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Hechtia podantha* Mez (75) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Hechtia texensis* S. Watson (149, 920, 1139) | X | | | | X | X | | | X | | | | | |
| *Tillandsia erubescens* Schltdl. (117) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Tillandsia juncea* Willd. ex Steud. (388) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Tillandsia recurvata* (L.) L. (387) | | | | | | | | | | | | | X | |
| **Commelinaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Aneilema karwinskyanum* (Roem. et Schult.) Woodson (221, 509, 850) | | | X | | | X | | X | | X | X | | X | |
| *Commelina dianthifolia* Delile (788) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Commelina erecta* L. (315, 688, 952) | X | | | X | | | | | X | | | X | X | X |
| *Tradescantia crassifolia* Cav. (633) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Tradescantia nuevoleonensis* Matuda (689, 795) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Tradescantia pringlei* S. Watson (491) | | | | | | | | | | | | | | X |
| **Liliaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Asphodelus fistulosus* L. (820) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Calochortus barbatus* (Kunth) J. H. Painter (354, 476, 632) | | | | | | | | | | | X | X | X | X |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Echeandia flavescens* (Schult. et Schult. f.) Cruden (440, 987, 1102) | X | X | X | | | | | | | | | | X | X |
| **Orchidaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Dichromanthus cinnabarinus* (La Llave et Lex.) Garay (216, 946 ) | | | | X | | | | X | | | | | | |
| *Spiranthes graminea* Lindl. (726) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Poaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Achnatherum clandestinum* (Hack.) Barkworth (1064) | | X | | | | | | | | | | | | |
| *Achnatherum constrictum* (Hitchc.) Valdés-Reyna et Barkworth (194, 1054) | | X | | | | X | | | | | | | | |
| *Achnatherum eminens* (Cav.) Barkworth (242, 653, 1133) | X | X | | | | | | X | | | | X | | X |
| *Achnatherum multinode* (Scribn. ex Beal) Valdés-Reyna et Barkworth (395, 570) | | | | | | | | | | | X | | X | |
| *Achnatherum robustum* (Vasey) Barkworth (302, 866, 1058) | | X | X | | | | X | | | | | | | |
| *Andropogon spadiceus* Swallen (1132) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Aristida purpurea* Nutt. var. *purpurea* (66, 743, 1131) | X | X | | | | | X | | X | | | | | |
| *Aristida purpurea* Nutt. var. *wrightii* (Nash) Allred (1061) | | X | | | | | | | | | | | | |
| *Bothriochloa barbinodis* (Lag.) Herter (398, 1051) | | X | | | | | | | | | | | X | |
| *Bothriochloa laguroides* (DC.) Herter (191, 822) | | | | | | X | | | | X | | | | |
| *Bouteloua curtipendula* (Michx.) Torr. var. *curtipendula* (244, 400, 825) | X | X | | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X | X |
| *Bouteloua gracilis* (Willd. ex Kunth) Lag. ex Griffiths (936, 979, 1062) | | X | X | X | X | X | X | | X | | | | | |
| *Bouteloua radicosa* (E. Fourn.) Griffiths (1149) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Bouteloua uniflora* Vasey (868) | | | X | | | | | | | | | | | |
| *Enneapogon desvauxii* P. Beauv. ex Desv. (394) | | | | | | | | | | | | | X | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Eragrostis barrelieri* Daveau (566) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Eragrostis intermedia* Hitchc. (393) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Eragrostis lugens* Nees (934, 1057) | | X | | | X | | | | | | | | | |
| *Eragrostis mexicana* (Hornem.) Link (1090) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Erioneuron avenaceum* (Kunth) Tateoka (243, 656, 739) | X | X | | | X | | | X | X | | | X | X | X |
| *Erioneuron nealleyi* (Vasey) Tateoka (575) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Gouldochloa curvifolia* Valdés-Reyna, Morden et S.L. Hatch (742) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Heteropogon contortus* (L.) P. Beauv. (1093) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Leptochloa dubia* (Kunth) Nees (392, 464, 940) | X | X | | | X | | | | X | X | | | X | X |
| *Lycurus phleoides* Kunth (245, 303, 937) | | | X | | X | | X | X | | | | | | |
| *Melinis repens* (Willd.) Zizka (826) | | X | | | | | | | | X | | | | |
| *Metcalfia mexicana* (Scribn.) Conert (466,1048) | | X | | | | | | | | | | | | X |
| *Muhlenbergia dubia* E. Fourn. ex Hemsl. (190, 305, 1152) | X | X | X | X | | X | X | | | | X | | | |
| *Muhlenbergia emersleyi* Vasey (401,569, 819) | | | | | | | | | | X | X | | X | |
| *Muhlenbergia gypsophila* C. Reeder et Reeder (823) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Muhlenbergia microsperma* (DC.) Kunth (744) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Muhlenbergia rigida* (Kunth) Kunth (192, 869, 976) | | | X | X | | X | | | | | | | | |
| *Muhlenbergia setifolia* Vasey (824, 977, 1150) | X | | | X | | | | | | X | | | | |
| *Muhlenbergia* sp. (650) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Muhlenbergia tenuifolia* (Kunth) Kunth (241, 391, 938) | X | X | | | X | | | X | | | | | X | |
| *Panicum hallii* Vasey (1056) | | X | | | | | | | | | | | | |
| *Piptochaetium fimbriatum* (Kunth) Hitchc. (390, 1059) | | X | | | | | | | | | | | X | |

Anexo 1. Continuación.



| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Setaria grisebachii* E. Fourn. (396, 565, 655) | X | | | | | | | | | | X | X | X | X |
| *Setaria leucopila* (Scribn. et Merr.) K. Schum. (827) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Sohnsia filifolia* (E. Fourn.) Airy Shaw (402, 669) | | | | | | | | | X | | | | X | |
| *Tridens muticus* (Torr.) Nash (745, 1130) | X | | | | | | | | X | | | | | |
| **MAGNOLIOPSIDA (DICOTYLEDONEAE)** | | | | | | | | | | | | | | |
| **Acanthaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Dyschoriste schiedeana* (Nees) Kuntze (536) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Jacobinia mexicana* Seem. (721, 811) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Ruellia nudiflora* (Engelm. et A. Gray) Urb. (622) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Tetramerium nervosum* Nees (418) | | | | | | | | | | | | | | X |
| **Amaranthaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Amaranthus hybridus* L. (486) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Gomphrena nitida* Rothr. (333, 523, 626) | | | | | | | | | | | X | X | X | |
| **Anacardiaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Pistacia mexicana* Kunth (29) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Pseudosmodingium multifolium* Rose (365) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Rhus andrieuxii* Engelm. (360) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Rhus microphylla* Engelm. (285, 983) | | X | | | | | X | | | | | | | |
| *Rhus pachyrrhachis* Hemsl. (85, 782) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Rhus virens* Lindh. ex A. Gray var. *choriophylla* (Wooton et Standl.) B.L. Turner (1115) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Rhus virens* Lindh. ex A. Gray var. *virens* (836, 901, 962) | X | X | X | X | X | X | | X | X | | X | X | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Schinus molle* L. (620) | | | | | | | | | | | | X | | |
| **Apocynaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Mandevilla karwinskii* (Muell. Arg.) Hemsl. (769, 1005) | | X | | | | | | | | X | | | | |
| **Araliaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Aralia regeliana* Marchal (754) | | | | | | | | | | X | | | | |
| **Asclepiadaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Asclepias linaria* Cav. (178, 487) | | | | | | X | | | | | X | | | |
| *Cynanchum kunthii* (Dcne.) Standl. (690, 848) | | | X | | | | | | X | | | | | |
| **Asteraceae (Compositae)** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Acourtia cordata* (Cerv.) B.L. Turner | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Acourtia runcinata* (Lag. ex D. Don) B.L. Turner (429, 668, 1070) | X | | | | | | | | X | | | | | X |
| *Acourtia wrightii* (A. Gray) Reveal et R.M. King (136) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Ageratina calophylla* (B. L. Rob.) R. M. King et H. Rob. (266, 624, 857) | X | X | X | X | X | X | X | | X | | | X | | |
| *Ageratina espinosarum* (A. Gray) R. M. King et H. Rob. (505, 704, 762) | | | | | | | | | X | X | X | | | X |
| *Ageratina wrightii* (A. Gray) R. M. King et H. Rob. (136, 880, 1007) | | X | | X | X | X | X | | | | | | | |
| *Ageratum corymbosum* Zuccagni (273, 357, 673) | | | | | | | X | | X | | | | X | |
| *Ageratum tomentosum* (Benth.) Hemsl. (598) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Artemisia ludoviciana* Nutt. (210, 538) | | | | | | | | X | | | X | | | |
| *Baccharis potosina* A. Gray (83, 163) | | | | | | X | | | X | | | | | |
| *Baccharis pyramidata* (B. L. Rob. et Greenm.) Rzed. (265) | | | | | | | X | | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Baccharis thesioides* Kunth (502) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Bidens bipinnata* L. (619) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Bidens pilosa* L. (485) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Brickellia grandiflora* (Hook.) Nutt. (999) | | X | | | | | | | | | | | | |
| *Brickellia lemmonii* A. Gray (177) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Brickellia secundiflora* (Lag.) A. Gray (551) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Brickellia veronicifolia* (Kunth) A. Gray (214, 494, 860) | | X | X | | | X | | X | | | X | X | | |
| *Chaptalia lyratifolia* Burkart (312, 680) | | | | | | | | | X | | | | X | |
| *Chaptalia nutans* (L.) Polak. (630) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Chaptalia texana* Greene (890, 1072) | X | | | | X | | | | | | | | | |
| *Chrysactinia mexicana* A. Gray (842, 914, 950) | X | X | X | X | X | X | X | | | | | | X | |
| *Chrysactinia pinnata* S. Watson (708, 765) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Dahlia coccinea* Cav. (414, 541) | | | | | | X | | | | | X | | X | X |
| *Dahlia sublignosa* (P.D. Sorensen) Saar & P.D. Sorensen (657) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Dyssodia papposa* (Vent.) Hitchc. (498) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Dyssodia pinnata* (Cav.) B.L. Rob. (157, 991) | | X | | | | X | | | | | | | | |
| *Erigeron calcicola* Greenm. (272, 547, 1089) | X | | | | | | X | | | | X | | | |
| *Erigeron pubescens* Kunth (167, 997) | | X | | | | X | | | | | | | | |
| *Flourensia cernua* DC. (171, 263, 906) | | | | | X | X | X | | | | | | | |
| *Flourensia laurifolia* DC. (111, 413) | | | | | | | | | | | | | X | X |
| *Flourensia resinosa* (Brandegee) S.F. Blake (358) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Flourensia retinophylla* S.F. Blake (24, 1125 ) | X | | X | | | | | | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Gnaphalium roseum* Kunth (847) | | | X | | | | | | | | | | | |
| *Gnaphalium semiamplexicaule* DC. (134, 275) | | | | | | X | X | | | | | | | |
| *Gochnatia hypoleuca* (DC.) A. Gray (364, 602, 919) | X | X | | X | X | X | X | | X | X | | X | X | X |
| *Gutierrezia texana* (DC.) Torr. et A. Gray (790) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Gymnosperma glutinosum* (Spreng.) Less. (141, 437, 859) | X | X | X | X | X | X | X | X | | X | | | | X |
| *Heterosperma pinnatum* Cav. (777) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Heterotheca mucronata* V.L. Harms ex B.L. Turner (159) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Jefea brevifolia* (A. Gray) Strother (1100) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Jefea gnaphalioides* (A. Gray) Strother (707, 784) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Machaeranthera pinnatifida* (Hook.) Shinners (283) | | | | | | | X | | | | | | | |
| *Melampodium divaricatum* DC. (545 ) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Montanoa tomentosa* Cerv. (495, 631) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Montanoa xanthiifolia* Sch. Bip. (431) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Parthenium argentatum* A. Gray (286, 902) | | | | | X | | X | | | | | | | |
| *Parthenium confertum* A. Gray (278, 1016, 1128) | X | X | | | | | X | | | | | | | |
| *Parthenium incanum* Kunth (179, 898) | | | | | X | X | X | | | | | | | |
| *Parthenium rollinsianum* Rzed. (660) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Perymenium mendezii* DC. (120, 639) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Porophyllum coloratum* (Kunth) DC. (153) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Porophyllum linaria* (Cav.) DC. (751) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Porophyllum obtusifolium* DC. (484) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Psacalium peltatum* (Kunth) Cass. (520, 597) | | | | | | | | | | | X | X | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Psilostrophe gnaphalioides* DC. (67, 909) | | | X | | X | | X | X | | | | | | |
| *Sanvitalia procumbens* Lam. (314, 422) | | | | | | | | | | | | | X | X |
| *Sclerocarpus uniserialis* (Benth. et Hook. f.) Hemsl. (332, 415, 589) | | | | | | | | | | | | X | X | X |
| *Senecio jatrophoides* (Kunth) Sch. Bip. (549) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Solidago velutina* DC. (1006) | | X | | | | | | | | | | | | |
| *Sonchus oleraceus* L. (511) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Stevia lucida* Lag. (548) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Stevia micrantha* Lag. (621) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Stevia salicifolia* Cav. (162, 478) | | | | | | X | | | | | X | | | |
| *Stevia tomentosa* Kunth (182, 262, 1001) | | X | | | | X | X | | | | | | | |
| *Steviopsis thyrsiflora* (A. Gray) B.L. Turner (1146) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Tagetes erecta* L. (483) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Tetrachyron discolor* (A. Gray) Wussow et Urbatsch (434) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Thelesperma filifolium* (Hook.) A. Gray (109) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Thelesperma longipes* A. Gray (269) | | | | | | | X | | | | | | | |
| *Thymophylla pentachaeta* (DC.) Small var. *pentachaeta* (1075) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Thymophylla setifolia* Lag. (833, 896, 954) | X | | X | X | X | X | X | X | X | X | | X | X | |
| *Tridax coronopifolia* (Kunth) Hemsl. (417) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Verbesina hypomalaca* B.L. Rob. et Greenm. (1018) | | X | | | | | X | | | | | | | |
| *Verbesina persicifolia* DC. (554, 585) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Verbesina rothrockii* B.L. Rob. et Greenm. (789, 851, 1008) | | X | X | | | X | X | X | | X | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Viguiera adenophylla* S.F. Blake (644) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Viguiera brevifolia* Greenm. (852, 885, 948) | X | X | X | X | X | X | X | X | | | | | | |
| *Viguiera cordifolia* A. Gray (764) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Viguiera dentata* (Cav.) Spreng. (430) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Viguiera greggii* (A. Gray) S.F. Blake (218) | | | | | | | | X | | | | | | |
| *Wedelia acapulcensis* Kunth (1078) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Zaluzania megacephala* Sch. Bip. (84) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Zaluzania triloba* (Ortega) Pers. (752) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Zexmenia fasciculata* (DC.) Sch. Bip. (685) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Zexmenia lantanifolia* (Schauer) Sch. Bip. (550, 684) | | | | | | | | | X | | X | | | |
| *Zinnia acerosa* (DC.) A. Gray (271) | | | | | | | X | | | | | | | |
| *Zinnia juniperifolia* (DC.) A. Gray (671, 797, 1012) | | X | | | | | X | X | X | X | | | | |
| *Zinnia peruviana* (L.) L. (323, 479, 590) | | | X | X | | | | | | | X | X | X | |
| **Berberidaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Berberis eutriphylla* (Fedde) C.H. Mull. (528, 839, 1073) | X | | X | | | | | | | | X | | | |
| *Berberis gracilis* Hartw. ex Benth. var. *madrensis* Marroq. (114) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Berberis trifoliolata* Moric. (186, 910, 1113) | X | | | | X | X | | | | | | | | |
| **Bignoniaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Tecoma stans* (L.) Kunth (339, 496, 592) | | | | | | X | | | | | X | X | X | |
| **Boraginaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Antiphytum heliotropioides* A. DC. (353, 786, 883) | X | | | | X | | | | | X | | | X | |
| *Heliotropium torreyi* I. M. Johnst. (1082) | X | | | | | | | | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Tiquilia hispidissima* (Torr. et A. Gray) A.T. Richardson (682) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Brassicaceae (Cruciferae)** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Lepidium virginicum* L. (503) | | | | | | | | | | | X | | | |
| **Buddlejaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Buddleja cordata* Kunth ssp. *tomentella* (Standl.) E.M. Norman (772) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Buddleja marrubiifolia* Benth. (658, 750) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Buddleja scordioides* Kunth (855) | | | X | | | | | | | | | | | |
| **Burseraceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Bursera fagaroides* (Kunth) Engl. (184, 321, 748) | | | | | | X | | | | X | | | X | |
| *Bursera schlechtendalii* Engl. (664) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Cactaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Ariocarpus retusus* Scheidw. (930, 985) | | X | | | X | | | | | | | | | |
| *Ariocarpus trigonus* K. Schum. (733) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Astrophytum capricorne* (Dietr.) Britton et Rose (737, 802) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Cephalocereus senilis* (Haw.) Pfeiff. (383) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Coryphantha erecta* Lem. (381) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Coryphantha palmeri* Britton et Rose (1153) | X | | | | X | | | | | | | | | |
| *Coryphantha ramillosa* Cutak (928, 1042) | | X | | | | | | | | | | | | |
| *Coryphantha* sp. (2, 309, 735) | | | | | | | X | | X | | | | | |
| *Dolichothele longimamma* (DC.) Britton et Rose (461) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Echinocactus grusonii* Hildm. (611) | | | | | | | | | | | | X | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Echinocactus ingens* Zucc. ex Pfeiff. (379, 462) | | | | | | | | | | | | | X | X |
| *Echinocactus platyacanthus* Link et Otto f. *viznaga* (Hook.) Bravo (877, 926, 947) | | | X | X | X | X | | X | X | X | | | X | |
| *Echinocereus blanckii* (Poselg.) Palmer (562) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Echinocereus knippelianus* Liebner (817) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Echinocereus pectinatus* Engelm. (873) | | | X | | | | | | | | | | | |
| *Echinocereus stramineus* (Engelm.) Engelm. ex Rümpler (201, 1041, 1155) | X | X | | | | X | X | | | | | | | |
| *Echinofossulocactus dichroacanthus* (M. Martens) Britton et Rose (557) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Echinofossulocactus multicostatus* (Hildm.) Britton et Rose (204) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Ferocactus echidne* (DC.) Britton et Rose (609) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Ferocactus glaucescens* (DC.) Britton et Rose (560) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Ferocactus pilosus* (Galeotti) Werderm. (12, 727, 933) | | X | X | X | X | X | | X | X | X | | | | |
| *Homalocephala texensis* (Hopffer) Britton et Rose (203) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Mammillaria candida* Scheidw. (730, 816) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Mammillaria chionocephala* J.A. Purpus (927, 1039) | | X | | | X | | | | | | | | | |
| *Mammillaria geminispina* Haw. (380) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Mammillaria heyderi* Muehlenpf. (104, 729, 974) | | | | X | | X | | X | X | | | | | X |
| *Neolloydia conoidea* (DC.) Britton et Rose (10, 734) | | | | X | | | | | X | | | | | |
| *Opuntia amyclaea* Ten. (558) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Opuntia imbricata* (Haw.) DC. (385, 876, 932) | X | X | X | | X | | | X | | | | | X | |
| *Opuntia lindheimeri* Engelm. (52, 610, 1156) | X | | | | | | | X | | | | X | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Opuntia microdasys* (Lehm.) Pfeiff. (969, 1044, 1154) | X | X | | X | | X | | X | | | | | | |
| *Opuntia rastrera* F.A.C. Weber (8, 878, 1040) | | X | X | X | | | | | | X | | | | |
| *Opuntia stenopetala* Engelm. (460, 736, 929) | | | | | X | X | X | X | X | | | | | X |
| *Opuntia tomentosa* Salm-Dyck (384, 463) | | | | | | | | | | | | | X | X |
| *Opuntia tunicata* (Lehm.) Link et Otto (931, 1045) | | X | | | X | | X | X | | | | | | |
| *Stenocereus griseus* (Haw.) Buxb. (731) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Thelocactus macdowellii* (Rebut) Glass (925) | | | | | X | | | | | | | | | |
| **Caprifoliaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Abelia coriacea* Hemsl. (77, 87) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| **Caryophyllaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Drymaria glandulosa* Bartl. (1080) | X | | | | | | | | | | | | | |
| **Celastraceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Mortonia greggii* A. Gray (97, 986) | | X | | | | | | | | | | | | X |
| *Mortonia latisepala* I. M. Johnst. (168, 291, 918) | | X | | | X | X | X | X | | | | | X | X |
| *Mortonia palmeri* Hemsl. (964) | | | | X | | | | | | | | | | |
| *Orthosphenia mexicana* Standl. (679) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Chenopodiaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Chenopodium graveolens* Willd. (628) | | | | | | | | | | | | X | | |
| **Convolvulaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Dichondra argentea* Willd. (356, 428, 884) | | | | | X | | | | | | | | X | X |
| *Evolvulus sericeus* Sw. (1094) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Ipomoea purpurea* (L.) Roth (337, 483, 591) | | X | | | | | | | | | X | X | X | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Ipomoea stans* Cav. (474) | | | | | | | | | | | X | | | |
| **Crassulaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Sedum wrightii* A. Gray (951) | | | | X | | | | | | | | | | |
| *Villadia cucullata* Rose (442, 943) | | | | X | | | | | | | | | | X |
| **Cucurbitaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Cucurbita foetidissima* Kunth (490) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Ibervillea tenuisecta* (A. Gray) Small (695) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Cuscutaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Cuscuta* sp. (426, 618) | | | | | | | | | | | | X | | X |
| **Ebenaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Diospyros texana* Scheele (785) | | | | | | | | | | X | | | | |
| **Ericaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Arbutus xalapensis* Kunth (5) | | X | | | | | | | | | | | | |
| **Euphorbiaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Acalypha lindheimeri* Muell. Arg. (989, 1088) | X | X | | | | | | | | | | | | |
| *Acalypha monostachya* Cav. (264, 756, 882 ) | X | | | | X | | X | | | X | | | X | |
| *Bernardia myricifolia* (Scheele) S. Watson (1119) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Croton incanus* Kunth (343, 712, 803) | | | | | | | | | X | X | | | X | |
| *Croton pottsii* (Klotzsch) Muell. Arq. (709) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Croton sancti-lazari* Croizat (90, 99) | | | | | | | | | X | | | | | X |
| *Croton suaveolens* Torr. (881) | | | | | X | | | | | | | | | |
| *Euphorbia antisyphilitica* Zucc. (320, 694, 1118) | X | | | | | | | | X | X | | | X | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Euphorbia dentata* Michx. (334, 420, 636) | | | | | | | | | | | | X | X | X |
| *Euphorbia furcillata* Kunth (160) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Euphorbia graminea* Jacq. (338) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Jatropha dioica* Cerv. (224, 693, 753) | X | X | | | X | X | | X | X | X | | X | X | X |
| *Tragia ramosa* Torr. (711, 747, 895) | | | | | X | | | | X | X | | | | |
| **Fabaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| **Subfamilia Caesalpiniodeae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Bauhinia coulteri* J.F. Macbr. (646) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Bauhinia macranthera* Benth. ex Hemsl. (347) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Bauhinia uniflora* S. Watson (715, 798) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Cercis canadensis* L. (1116) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Hoffmannseggia glauca* (Ortega) Eifert (407) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Senna* aff. *cobanensis* (Britton et Rose) H.S. Irwin et Barneby (647) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Senna crotalarioides* (Kunth) H.S. Irwin et Barneby (577) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Senna demissa* (Rose) H.S. Irwin et Barneby (835, 996, 1095) | X | X | X | | | | | | | | | | | |
| *Senna lindheimerana* (Scheele) H.S. Irwin et Barneby (427, 1096) | X | | | | | | | | | | | | | X |
| *Senna wislizeni* (A. Gray) H.S. Irwin et Barneby (780) | | | | | | | | | | X | | | | |
| **Subfamilia Mimosoideae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Acacia angustissima* (Mill.) Kuntze (456) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Acacia berlandieri* Benth. (101, 697, 776) | X | | | | | | | | X | X | | | | X |
| *Acacia constricta* Benth. (230) | | | | | | | | X | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Acacia farnesiana* (L.) Willd. (840, 1108) | X | | X | | | | | | | | | | | |
| *Acacia neovernicosa* Isely (858, 899, 963) | | | X | X | X | X | X | | | | | | | |
| *Acacia roemeriana* Scheele (79, 449, 760) | | | | | | | | | X | X | | | | X |
| *Calliandra conferta* Benth. (691, 768, 984) | | X | | | | | | | X | X | | | | X |
| *Calliandra eriophylla* Benth. (368) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Leucaena cuspidata* Standl. (349) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit (532, 578, 584) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Mimosa biuncifera* Benth. (98, 375, 507, 582) | X | X | | | | X | X | | | | X | X | X | X |
| *Mimosa malacophylla* A. Gray (623) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Mimosa zygophylla* Benth. (229, 915, 958) | | | | X | X | | | X | X | | X | | | |
| *Pithecellobium elachistophyllum* A. Gray ex S. Watson (447) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Prosopis glandulosa* Torr. (900, 1110) | X | | | | X | | | | | | | | | |
| **Subfamilia Papilionoideae (Lotoideae)** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Brongniartia foliosa* Benth. ex Hemsl. (710) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Brongniartia intermedia* Moric. (580) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Calia secundiflora* (Ortega) Yakovlev (296, 369, 794) | X | X | | | X | | X | X | X | X | X | X | X | X |
| *Coursetia caribaea* (Jacq.) Lavin (424) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Dalea bicolor* Humb. et Bonpl. in Willd. (158, 837, 992) | | X | X | | | X | | | | X | X | | X | X |
| *Dalea eriophylla* S. Watson (276) | | | | | | | X | | | | | | | |
| *Dalea lutea* (Cav.) Willd. (579, 601, 687) | | | | | | | | | X | | X | X | | |
| *Dalea melantha* S. Schauer (457) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Desmodium grahamii* A. Gray (458, 508, 1145) | X | | | | | | | | | | X | | | X |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Eysenhardtia polystachya* Ortega Sarg. (371, 792) | | | | | | | | | | X | | | X | |
| *Eysenhardtia schizocalyx* Pennell (672) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Nissolia fruticosa* Jacq. (648) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Nissolia platycalyx* S. Watson (425, 892) | | | | | X | | | | | | | | | X |
| *Nissolia platycarpa* Benth. (341) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Phaseolus heterophyllus* Willd. (164) | | | | | | X | | | | | | | | |
| **Fagaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Quercus grisea* Liebm. (19) | | | X | | | | | | | | | | | |
| *Quercus invaginata* Trel. (1099) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Quercus laceyi* Small (28 ) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Quercus laeta* Liebm. (652) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Quercus mexicana* Humb. et Bonpl. (471) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Quercus pringlei* Seemen (403, 651, 867) | | X | X | X | | X | | | X | | X | X | X | X |
| *Quercus pungens* Liebm. (121) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Quercus striatula* Trel. (89, 282) | | | | | | | X | | X | | | | | |
| **Fouquieriaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Fouquieria splendens* Engelm. (903, 1031, 1120) | X | X | | | X | X | | | | | | | X | |
| **Garryaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Garrya ovata* Benth. (187) | | | | | | X | | | | | | | | |
| **Geraniaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Erodium cicutarium* (L.) L'Hér. ex Aiton (491) | | | | | | | | | | | X | | | |
| **Hydrophyllaceae** | | | | | | | | | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Nama palmeri* A. Gray ex Hemsl. (211, 1079) | X | | | | | | | X | | | | | | X |
| **Krameriaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Krameria cytisoides* Cav. (525, 588, 749) | | X | | X | X | | | | X | X | X | X | | |
| **Lamiaceae (Labiatae)** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Hesperozygis marifolia* (S. Schauer) Epling (477, 641) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Salvia ballotaeflora* Benth. (65, 990) | | X | | | | | X | | | | | | | |
| *Salvia coccinea* Juss. (515) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Salvia coulteri* Fernald (55, 172, 219) | | | | | | X | X | X | | | | | | X |
| *Salvia farinacea* Benth. (1085) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Salvia filifolia* Ramamoorthy (510) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Salvia greggii* A. Gray (39, 222, 829) | X | | X | | | X | | X | | | | | | |
| *Salvia keerlii* Benth. (482, 596) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Salvia mexicana* Sessé et Moc. (552) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Salvia microphylla* Kunth (615) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Salvia regla* Cav. (41, 722, 1000) | X | X | | | | | | | X | | | | | |
| *Sphacele mexicana* S. Schauer (340) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Teucrium cubense* Jacq. (260, 546) | | | | | | | X | | | | X | | | |
| **Lentibulariaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Pinguicula moranensis* Kunth (593) | | | | | | | | | | | | X | | |
| **Linaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Linum scabrellum* Planch. (497) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Linum schiedeanum* Cham. et Schltdl. (663) | | | | | | | | | X | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Linum vernale* Wooton (755) | | | | | | | | | | X | | | | |
| **Loasaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Mentzelia hispida* Willd. (327, 504, 713) | | | | | | | | | X | | X | | X | |
| **Loranthaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Phoradendron* sp. (110, 617) | | | | | | | | | | | | X | X | |
| **Malpighiaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Mascagnia cana* Small (676) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Mascagnia lilacina* (S. Watson) Nied. (637) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Mascagnia macroptera* (DC.) Nied. (412) | | | | | | | | | | | | | | X |
| **Malvaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Hibiscus coulteri* Harv. ex A. Gray (1069) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Hibiscus martianus* Zucc. (1097) | X | | | | | | | | | | | | | |
| **Nyctaginaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Cyphomeris gypsophiloides* (M. Martens et Galeotti) Standl. (328, 404, 763) | | | | | | | | | X | X | | | X | X |
| *Mirabilis glabrifolia* (Ortega) I.M. Johnst. (492) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Mirabilis rotata* (Standl.) I.M. Johnst. (421) | | | | | | | | | | | | | | X |
| **Oleaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Forestiera angustifolia* Torr. (225, 373, 879) | | | | | X | | | X | | | | | | |
| *Fraxinus cuspidata* Torr. (1111) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Fraxinus greggii* A. Gray (841, 1021, 1121) | X | X | X | X | X | X | | | | | X | | | |
| *Menodora coulteri* A. Gray (88) | | | | | | | | | X | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Menodora scabra* A. Gray (661, 804) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| **Onagraceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Calylophus tubicula* (A. Gray) P.H. Raven (267) | | | | | | | X | | | | | | | |
| *Lopezia racemosa* Cav. (481, 625) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Oenothera kunthiana* (Spach) Munz (173) | | | | | | X | | | | | | | | |
| **Oxalidaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Oxalis latifolia* Kunth (544, 594, 800) | | | X | | | | | | | X | X | X | X | |
| **Papaveraceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Hunnemannia fumariifolia* Sweet (771) | | | | | | | | | | X | | | | |
| **Piperaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Peperomia quadrifolia* (L.) Kunth (329) | | | | | | | | | | | | | X | |
| **Polemoniaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Loeselia greggii* S. Watson (270, 949, 1017) | | X | | X | | | X | | | | X | X | | |
| **Polygalaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Polygala buxifolia* Kunth (346) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Polygala macradenia* A. Gray (40) | X | | | | | | | | | | | | | |
| **Polygonaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Eriogonum ciliatum* Torr. ex Benth.(1002) | | X | | | | | | | | | | | | |
| **Portulacaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Portulaca pilosa* L. (336, 444, 600) | X | | | | | | | | | | | X | X | X |
| **Ranunculaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Thalictrum strigillosum* Hemsl. (634) | | | | | | | | | | | | X | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| **Resedaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Reseda luteola* L. (493) | | | | | | | | | | | X | | | |
| **Rhamnaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Ceanothus greggii* A. Gray (719, 846) | | | X | | | | | | X | | | | | |
| *Colubrina ehrenbergii* Schltdl. (696, 774) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Condalia ericoides* (A. Gray) M.C. Johnst. (866) | | | X | | | | | | | | | | | |
| *Condalia mexicana* Schltdl. (446) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Condalia spathulata* A. Gray (904) | | | | | X | | | | | | | | | |
| *Condalia warnockii* M.C. Johnst. (207, 258) | | | | | | | X | X | | | | | | |
| *Karwinskia humboldtiana* (Roem. et Schult.) Zucc. (614, 1117) | X | | | | | | | | | | | X | | |
| *Karwinskia mollis* Schltdl. (527, 698, 796) | | | | | | | | | X | X | X | | X | X |
| **Rosaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Amelanchier denticulata* (Kunth) K. Koch (376) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Cercocarpus fothergilloides* Kunth (966, 982, 1105) | X | X | | X | | X | | | | | | | | |
| *Cercocarpus macrophyllus* Schneid. (718) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Cercocarpus montanus* Raf. (14, 145, 289) | X | | X | | X | X | X | X | | | | | | |
| *Cercocarpus rzedowskii* Henr. (659) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Lindleya mespiloides* Kunth (118, 126, 531) | | X | X | X | X | X | | X | X | | X | X | X | X |
| *Purshia plicata* (D. Don) Henr. (281, 959) | | X | | X | | | X | | | | | | | |
| *Spiraea hartwegiana* Rydb. (107) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Vauquelinia californica* (Torr.) Sarg. ssp. *pauciflora* (Standl.) W.J. Hess et Henr. (1109) | X | | | | | | | | | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Vauquelinia corymbosa* Humb. et Bonpl. ssp. *corymbosa* (513, 605) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Vauquelinia corymbosa* Humb. et Bonpl. ssp. *karwinskyi* (Maxim.) W.J. Hess et Henr. (667) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Vauquelinia corymbosa* Humb. et Bonpl. ssp. *saltilloensis* W.J. Hess et Henr. (1024 ) | | X | | | | | | | | | | | | |
| **Rubiaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Bouvardia multiflora* Schult. (361, 416, 537) | | | | | | | | | | | X | | X | X |
| *Bouvardia scabrida* M. Martens et Galeotti (629) | | | | | | | | | | | | X | | |
| *Bouvardia ternifolia* (Cav.) Schltdl. (856, 942, 988) | X | X | X | X | X | | | | | | | | | |
| *Coutaportla ghiesbreghtiana* (Baill.) Urb. (452) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Crusea diversifolia* (Kunth) W.R. Anderson (435, 499) | | | | | | | | | | | X | | | X |
| *Hedyotis palmeri* (A. Gray) W.H. Lewis (280, 998) | | X | | | | | X | | | | | | | |
| *Relbunium microphyllum* Hemsl. (611) | | | | | | | | | | | | X | | |
| **Rutaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Amyris marshii* Standl. (1126 ) | X | | | | | | | | | | | | | |
| *Choisya palmeri* Standl. (181) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Decatropis bicolor* (Zucc.) Radlk. (530) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Helietta parvifolia* (A. Gray ex Hemsl.) Benth. (128, 678) | | | | | | | | | X | | | X | | |
| *Ptelea trifoliata* L. (512, 759, 1123) | X | | | | | | | | | X | X | | | |
| **Sapindaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Cardiospermum halicacabum* L. (344) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Dodonaea viscosa* (L.) Jacq. (367, 540, 599) | | | | | | | | | X | X | X | X | X | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Neopringlea integrifolia* (Hemsl.) S. Watson (683) | | | | | | | | | X | | | | | |
| **Sapotaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Bumelia altamiranoi* Rose et Standl. (642) | | | | | | | | | | | | X | | |
| **Saxifragaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Philadelphus mexicanus* Schltdl. (516) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Pterostemon mexicanus* Schauer (310) | | | | | | | | | | | | | X | |
| **Scrophulariaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Aureolaria greggii* (S. Watson) Pennell (223, 666, 781) | | | | | X | | | X | X | X | | | | |
| *Castilleja lanata* A. Gray (220) | | | | | | | | X | | | | | | |
| *Castilleja rigida* Eastw. (853, 995, 1081) | X | X | X | | | X | | | | X | | X | X | X |
| *Castilleja scorzonerifolia* Kunth (155) | | | | | | X | | | | | | | | |
| *Castilleja tenuiflora* Benth. (886) | | | | | X | | | | | | | | | |
| *Lamourouxia dasyantha* (Cham. et Schlltdl.) W.P. Ernst. (480, 640) | | | | | | | | | | | X | X | | |
| *Lamourouxia tenuifolia* M. Martens et Galeotti (535) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Leucophyllum ambiguum* Humb. et Bonpl. (345) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Leucophyllum laevigatum* Standl. var. *griseum* (I.M. Johnst.) Henr. (233, 854, 905, 961) | | | X | X | X | | | X | | | | | | |
| *Leucophyllum revolutum* Rzed. (681) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Maurandya antirrhiniflora* Humb. et Bonpl. ex Willd. (813) | | | | | | | | | | X | | | | |
| *Maurandya barclaiana* Lindl. (501) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Penstemon barbatus* (Cav.) Roth (295) | | | | | | | X | | | | | | | |
| *Penstemon lanceolatus* Benth. (677) | | | | | | | | | X | | | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Russelia coccinea* (L.) Wettst. (686, 779) | | | | | | | | | X | X | | | | |
| *Russelia polyedra* Zucc. (348) | | | | | | | | | | | X | X | X | |
| **Simaroubaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Castela erecta* Turpin ssp. *texana* (Torr. et A. Gray) Cronquist (1122) | X | | | | | | | | | | | | | |
| **Solanaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Cestrum anagyris* Dunal (489) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Nicotiana glauca* Graham (517, 773) | | | | | | | | | | X | X | | | |
| *Solanum rostratum* Dunal (553) | | | | | | | | | | | X | | | |
| *Solanum verrucosum* Schltdl. (432, 522, 604) | | | | | | | | | | | X | X | | X |
| **Sterculiaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Ayenia microphylla* A. Gray (1068) | X | | | | | | | | | | | | | |
| **Turneraceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Turnera diffusa* Willd. ex Schult. (331) | | | | | | | | | | | | | X | |
| **Verbenaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Aloysia macrostachya* (Torr.) Moldenke (703) | | | | | | | | | X | | | | | |
| *Bouchea spathulata* Torr. (50, 1101) | X | | | | | | | X | | | | | | |
| *Lantana achyranthifolia* Desf. (438) | | | | | | | | | | | | | | X |
| *Lantana camara* L. (595, 778) | | | | | | | | | | X | | X | | |
| *Lippia graveolens* Kunth (342) | | | | | | | | | | | | | X | |
| *Priva mexicana* (L.) Pers. (607, 692) | | | | | | | | | X | | | X | | |
| *Verbena canescens* Kunth (475 ) | | | | | | | | | | | X | | | |

Anexo 1. Continuación.

| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| *Verbena neomexicana* (A. Gray) Small (47, 259) | | | | | | | X | X | | | | | | |
| **Valerianaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Valeriana albonervata* B.L. Rob. (313) | | | | | | | | | | | | | X | |
| **Zygophyllaceae** | | | | | | | | | | | | | | |
| *Kallstroemia rosei* Rydb. (316, 439) | | | | | | | | | | | | | X | X |
| *Larrea tridentata* (DC.) Cov. (292, 916) | | | | | X | | X | | | | | | | |

Poblaciones: 1. Las Norias; 2. El Recreo; 3. El Cinco; 4. Palmas Altas; 5. Santa Elena; 6. Cañón de las Bocas; 7. Lomas del Orégano; 8. San José de Carbonerillas; 9. Matehualilla; 10. La Trinidad; 11. Maguey Verde; 12. El Tepozán; 13 El Arenalito; 14. San Cristóbal.

## NORMAS EDITORIALES E INSTRUCCIONES PARA LOS AUTORES

*Acta Botanica Mexicana* es una publicación del Instituto de Ecología, A.C. que aparece cuatro veces al año. Da a conocer trabajos originales e inéditos sobre temas botánicos y en particular los relacionados con plantas mexicanas. Todo artículo que se presente para su publicación deberá dirigirse al Comité Editorial de *Acta Botanica Mexicana*, ajustándose a las siguientes normas e instrucciones.

### NORMAS

Principalmente se publicarán artículos escritos en español, aceptándose cierta proporción de trabajos redactados en inglés, francés o portugués.

Todo trabajo recibido por el Comité Editorial merecerá un inmediato acuse de recibo.

El Comité Editorial considerará, en primera instancia, la presentación y el estilo del artículo. Posteriormente será sometido a un sistema de arbitraje para su aceptación definitiva. En el referéndum participarán dos científicos especialistas en el tema, cuyas opiniones serán consideradas para la aceptación del trabajo. En caso de divergencia entre los árbitros, el artículo y las opiniones serán presentadas a un tercer revisor.

La decisión final sobre la aceptación de un trabajo corresponderá al propio Comité Editorial, tomando en cuenta las opiniones de los revisores.

El orden de publicación atenderá a las fechas de recepción y aceptación del trabajo. Cuando el trabajo sea aceptado para su publicación, el autor principal será notificado por escrito del número de revista en el que aparecerá y los costos derivados del derecho de página y compra de sobretiros.

No se aceptarán trabajos que, pudiendo integrarse como unidad, sean presentados por separado en forma de pequeñas contribuciones o notas numeradas. Asimismo, no serán aceptados trabajos preliminares o inconclusos, que sean factibles de terminar a mediano o corto plazos. Todo trabajo rechazado para su publicación no será aceptado con posterioridad.

### INSTRUCCIONES

Enviar el manuscrito, incluyendo fotografías e ilustraciones, en original y dos copias, impreso a doble espacio, con letra de 12 puntos, en hojas de papel blanco tamaño carta (21.5 X 28 cm), con márgenes de 3 cm, numeradas consecutivamente desde los resúmenes hasta la literatura citada. La carátula incluirá el título en español y en inglés, el nombre completo del autor o autores, créditos institucionales, dirección postal y electrónica. Las ilustraciones (fotografías, gráficas, cuadros, esquemas, etc.), deberán presentarse separadas del texto, en un formato de proporciones 2 X 3 o 3 X 4. Asimismo se sugiere presentar láminas compuestas por varias figuras o fotografías, evitando las figuras pequeñas aisladas. Las ilustraciones deberán estar debidamente protegidas para su manipulación y envío, anotando al reverso el nombre del autor, título del artículo y número de figura. En el caso de microfotografías debe indicarse el aumento correspondiente.

Aparte de la versión escrita, es necesario enviar el archivo electrónico de la misma en procesador de texto (Word, Word Perfect, etc.). Las ilustraciones (mapas o figuras) deben ir en archivos diferentes, no pegadas o incrustadas dentro del archivo de texto, con extensión tiff, pdf, psd, eps (en caso de estar vectorizadas) con una resolución mínima de 600 dpi (puntos por pulgada). Si se incluyen gráficas en Excel, éstas deben ir también separadas del texto en el mismo formato del programa.

La contribución deberá estar redactada y escrita correctamente y sin errores. Se sugiere que el borrador del artículo se someta a la lectura de por lo menos dos personas con experiencia en la redacción de trabajos similares.

El texto debe incluir un resumen en el idioma en el que está escrito y/o en español, con una extensión proporcional a la del trabajo. Si el artículo está escrito en inglés, francés o portugués, se recomienda un amplio resumen en español.

Si se envían fotografías, éstas deberán ser preferentemente en blanco y negro, con buen contraste para su óptima reproducción. Las fotografías en color tienen un costo adicional, por lo que es recomendable que se acomoden varias en una sola página. El formato más adecuado son las diapositivas. En caso de presentar fotografías digitales, éstas deben tener una resolución mínima de 300 dpi.

Las leyendas de las ilustraciones se concentrarán todas en secuencia numérica en una (o varias) hojas por separado. La ubicación aproximada de cada figura deberá señalarse en el texto, anotando el número de figura en el margen izquierdo.

Todo trabajo de tipo taxonómico deberá ajustarse a la última edición del Código Internacional de Nomenclatura Botánica. Para cualquier duda referente a la presentación de los escritos consulte los números ya publicados de la revista o bien diríjase a la dirección abajo señalada.

## COSTOS DE PUBLICACIÓN Y SOBRETIROS

El Instituto de Ecología no pretende lucrar con la publicación de *Acta Botanica Mexicana*; a través de la solicitud de una contribución institucional para el financiamiento de cada publicación, sólo trata de recuperar una parte de los gastos derivados de dicha actividad.

La cuota por concepto de derecho de página es de $20.00 para México y $ 16.00 u.s.d. para el extranjero, quedando sujeta a cambios posteriores acordes con el aumento de los costos de impresión y relativos. El monto de la contribución se indicará junto con la aceptación definitiva del trabajo, de manera que el autor disponga de tiempo para tramitar esta ayuda.

Se obsequiarán a los autores 25 sobretiros por artículo. Si se desean sobretiros adicionales éstos se cobrarán al costo de impresión de los mismos.

Al devolver a los editores las pruebas de plana corregidas, cada autor deberá incluir el importe determinado para la publicación de su trabajo y de los sobretiros extras solicitados.

Enviar correspondencia a: *Acta Botanica Mexicana*. Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío, Apartado postal 386, Ave. Lázaro Cárdenas 253, C.P. 61600 Pátzcuaro, Michoacán.
correo electrónico: rosamaria.murillo@inecol.edu.mx

*Acta Botanica Mexicana* Núm. 89
consta de 500 ejemplares y fue impresa en la
Imprenta Tavera Hermanos, S.A. de C.V.
Av. Lázaro Cárdenas Núm. 3052
Morelia, Mich.
el mes de octubre de 2009



Toda correspondencia referente a suscripción, adquisición de números o canje, debe dirigirse a:

***Acta Botanica Mexicana***
Instituto de Ecología, A. C.
Centro Regional del Bajío
Apartado postal 386
61600 Pátzcuaro, Michoacán, México
rosamaria.murillo@inecol.edu.mx
Suscripción anual: México $300.00 Extranjero $30.00 U.S.D.

*Acta Botanica Mexicana* es una publicación trimestral, octubre 2009. Editor responsable: Jerzy Rzedowski Rotter. Composición tipográfica: Violeta Espinosa Cardoso. Número de Certificado de Reserva otorgado por el Instituto Nacional del Derecho de Autor: 04-2004-0719192751000-102. Número de Certificado de Licitud de título: 13454. Número de Certificado de Licitud de Contenido: 11027. Domicilio de la publicación: Ave. Lázaro Cárdenas 253, 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México. Imprenta: Imprenta Tavera Hermanos, S.A. de C.V. Ave. Lázaro Cárdenas 3052, Col. Chapultepec Sur, 58260 Morelia, Michoacán, México. Distribuidor: Instituto de Ecología, A.C., Centro Regional del Bajío, Ave. Lázaro Cárdenas 253, apdo. postal 386, 61600 Pátzcuaro, Michoacán, México. http://www.inecol.edu.mx/abm



*Acta Botanica Mexicana,* **Núm. 89 (2009)**

CONTENIDO